



AUGUSTO FERRARI

Filogenia, biogeografia e revisão de *Nezara* Amyot & Serville, análise filogenética de Nezarini e áreas endêmicas de Pentatomidae na região Neotropical (Hemiptera, Heteroptera)

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Instituto de Biociências da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, como requisito parcial à obtenção do título de Doutor em Biologia Animal.

Área de Concentração: Biologia Comparada
Orientadora: Prof^a. Dra. Jocélia Grazia

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

PORTO ALEGRE

2009

**“Filogenia, biogeografia e revisão de *Nezara* Amyot & Serville,
análise filogenética de *Nezarini* e áreas endêmicas de
Pentatomidae na região Neotropical (Hemiptera, Heteroptera)”**

Augusto Ferrari

Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção de grau de Doutor
em Biologia Animal, área de concentração Biologia Comparada.

Comissão examinadora:

Dr. Luiz Alexandre Campos

Dr. Luiz Roberto Malabarba

Dr. Silvio Shigueo Nihei

Dra. Jocélia Grazia (Orientadora)

Porto Alegre, 25 maio de 2009.

“A condição de consistência, que exige que hipóteses novas estejam de acordo com teorias aceitas, é desarrazoada, pois preserva a teoria mais antiga e não a melhor. Hipóteses contradizendo teorias bem confirmadas proporcionam-nos evidências que não podem ser obtidas de nenhuma outra maneira. A proliferação de teorias é benéfica para a ciência, ao passo que a uniformidade prejudica seu poder crítico. A uniformidade também ameaça o livre desenvolvimento do indivíduo.”

PAUL FEYERABEND (Contra o método)

Agradecimentos

Aos meus Pais, Pedro João Ferrari e Maria Salomé Dalpiaz Ferrari, pelo amor, confiança e liberdade. Obrigado por tudo que recebi ao longo da vida. Isso aqui só foi possível graças à liberdade de escolha. A mãe, pelo ombro, carinho, e forma tranquilizadora de encarar os desafios; ao pai agradeço a capacidade de acreditar que as coisas sempre podem ser melhoradas.

Aos meus irmãos Silvio Ricardo Ferrari e Fabrício Ferrari, influências inestimáveis na minha vida. Ao Fabrício por ter acompanhado minha formação de perto, como um grande provocador das “verdades” do mundo, pela amizade e até por algumas “atucanações” ao longo do caminho, muito obrigado. Ao Silvio que muitas vezes disse muito em poucas palavras. As minhas cunhadas Anelise Anapolski Ferrari e Patricia Ribeiro Ferrari.

A fonte inesgotável de alegrias que tive nos meus sobrinhos, em ordem de chegada ao mundo: Alberto Ribeiro Ferrari - “o cabeça”, a Sofia Ribeiro Ferrari, “a menina dos cílios gigantes” e a Valentina Anapolski Ferrari, a “quiri” pelos primeiros passos e grunhidos.

À orientadora Jocélia Grazia por toda amizade e trabalho conjunto, pelo incentivo no desenvolvimento intelectual e profissional, e pela clareza e elegância na forma de ensinar e ver mundo. Obrigado por acompanhar de perto todas as etapas do trabalho, sempre crítica e compreensiva.

Aos colegas do Laboratório de Entomologia Sistemática (L.E.S.): Cristiano Feldens Schwertner, pela paciência, amizade, pelo estímulo ao estudo dos insetos e das classificações e pela forma insistente de questionar; ao amigo Luciano Moura por acompanhar algumas das aflições, pelos momentos de diversão e sinceridade; ao sujeito único e implacável Jorge Cabeleira Bernardes que mesmo longe, ainda é um cara legal; Viviana C. Matesco pelas conversas regadas a bons temas, em longas filas de R.U.; Caroline Greve pelo contraponto de idéias e opiniões, pelas ajudas com as referências em PDF, discussões de morfologia e homologia; Fernanda Mello ensinou que é possível trabalhar em silêncio; Brenda x 10⁶³ sobrenomes, pelas risadas e divertidas piadas; Anne Glock Cohen por ter suportado muitas besteiras, e mostra que sempre podemos piorar um pouco; Fernando Scherer e Felipe Simões, pelo auxílio com as localidades e tabelas. Agradeço ao convívio e carinho destas pessoas, muito obrigado!!!

Luciana Maria Weiler por todo o trabalho e tempo gasto, com fotos, referências, tabelas, formatação, revisão; e acima de tudo pelos momentos compartilhados de amizade e carinho. Lu, obrigado por estar por perto!

Andressa Paladini, que além de co-autora, é uma pessoa formidável, que me orgulho de ter por perto, obrigado “mala”, te adoro.

Aos amigos e colegas dos laboratórios de Ecologia de Insetos e Morfologia e Comportamento de Insetos: Cristiano Agra, Danessa Boligon, Denis da Silva, Ana Aymoné, Kim Barão, Abner Elpino, Tina e Darli Massardo. Obrigado a todos pelos momentos e conhecimentos compartilhados ao longo dos anos.

Ao professor Gilson Moreira, pela amizade e troca de idéias.

Adriano Cavalleri, amigo que se mantém desde a época da graduação, espero poder dar em dobro os “conselhos” que recebi na “finaleira”.

Ana Carla K. Ferreira, que sempre acreditou que era possível. Obrigado por ter tornado parte do caminho mais fácil.

Karol Schmitz pela constante preocupação.

Juliana Bassani amiga de longa data, que sempre esteve presente.

Alguns amigos acompanharam bem de perto essa jornada: José P. Anapolski pelas bobagens ditas e cervejas tomadas, que mesmo longe tenta sempre ficar por perto; Felipe G. Maciel pela forma econômica de ver as coisas; Tomas Barth, por trazer um pouco de arte para a vida; João Vinicius R. Simões pelas conversas quase sempre acompanhadas de uma boa comida. Ao vizinho e amigo Luciano Selbach. Aos que mesmo longe estiveram perto: Deborah Arnaldi, Maikel R. Moro, Aline Brugalli Bicca, Augusto(guga), Calai, Diego Rubert, Gabriel Marques e Rafael Oliveira.

Obrigado a minha família, por compreender a ausência nesse período, e por tornarem as minhas idas, mesmo que poucas, tão prazerosas.

Aos professores do Departamento de Pós-graduação em Biologia Animal da UFRGS, meu muito obrigado.

Agradeço a todos os funcionários da Universidade Federal do Rio Grande do Sul e a CAPES pela bolsa concedida.

Filogenia, biogeografia e revisão de *Nezara* Amyot & Serville, análise filogenética de *Nezarini* e áreas endêmicas de Pentatomidae na região Neotropical (Hemiptera, Heteroptera).

SUMÁRIO

Agradecimentos	iv
Sumário	vi
Resumo	ix
Abstract	xi
Introdução Geral	1
Material e Métodos	4
Conclusões gerais	6
Referências Bibliográficas	10
Capítulo 1. Review, cladistic analysis and biogeography of <i>Nezara</i> Amyot & Serville (Hemiptera: Pentatomidae)	14
Abstract.....	14
Introduction	15
Material and methods	16
Studied taxa	16
Cladistic Analysis	18
Results	20
Description of characters	20
<i>Nezara</i> Amyot & Serville, 1843	29
Key to the species of <i>Nezara</i>	31
<i>Nezara viridula</i> (Linnaeus, 1758).....	32
<i>Nezara antennata</i> Scott 1874	35
<i>Nezara yunnana</i> Zheng, 1982	36
<i>Nezara similis</i> Freeman, 1940	37
<i>Nezara mendax</i> Breddin, 1908	38
<i>Nezara naspira</i> (Dallas, 1851)	38
<i>Nezara frontalis</i> (Westwood, 1837)	40

<i>Nezara orbiculata</i> Distant 1890	41
<i>Nezara soror</i> Schouteden, 1905	42
<i>Nezara immaculata</i> Freeman, 1940	43
<i>Nezara robusta</i> Distant, 1898	44
<i>Nezara niamensis</i> (Distant, 1890)	45
<i>Nezara congo</i> Schouteden, 1905	45
<i>Nezara paradoxa</i> Cachan, 1952	46
<i>Nezara indica</i> Azim & Shafee, 1978	46
Cladistics	46
Biogeography	49
Literature Cited	54

Capítulo 2. Análise cladística de Nezarini (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae).

.....	84
Resumo	84
Introdução	85
Material e Métodos	89
Resultados	92
Caracteres empregados na análise	92
Análise Cladística	96
Referências	102

Capítulo 3. Análise de endemismo de táxons Neotropicais de Pentatomidae

(Hemiptera: Heteroptera)	117
Resumo	117
Introdução	118
Material e Métodos	122
Táxons analisados e dados de distribuição	122
Área de estudo	124
Análise de endemismo (NDM/VNDM)	124
Resultados e Discussão	125
Referências	134
Apêndice I - Lista de espécies incluídas na análise de endemismo	145

Anexos	152
Anexo I – Material examinado, Capítulo 2	152
Anexo II - Normas aos Autores: Zootaxa	157
Anexo III - Normas aos Autores: Journal of Biogeography	162

Resumo

O gênero *Nezara* foi revisado e foram propostas as relações de parentesco entre as espécies. É fornecida uma diagnose para o gênero e para as espécies, além de uma chave dicotômica para separação das espécies. A análise cladística incluiu 15 táxons e 34 caracteres. O cladograma foi enraizado em *Carpocoris purpureipennis* (DeGeer) por representar uma linhagem basal de Pentatomidae. O grupo externo ainda incluiu *Aehtemenes chloris* (Dallas) e *Pseudoacrosternum cachani* Day, grupo irmão de *Nezara*. Os resultados demonstraram a monofilia do gênero. Cenários biogeográficos sobre a evolução do grupo são apresentados.

A regionalização no trabalho dos sistematas é apontada como uma das principais causas da fragmentação do conhecimento e da falta de propostas hierárquicas para Pentatomidae no nível de sub-família e tribo. Em uma proposta recente a tribo Nezarini está composta por 21 gêneros, com um total de 206 espécies. Foi realizada uma análise cladística, com o objetivo de testar as relações do grupo *Nezara* com outros gêneros propostos para Nezarini, e com táxons empiricamente relacionados pertencentes às tribos Antestini, Bathycoeliini e Pentatomini. A análise incluiu 32 taxons terminais, sendo 17 do grupo interno, representando 13 gêneros de Nezarini. O grupo externo incluiu 15 taxons pertencentes às tribos Antestini (6 spp.), Bathycoeliini (1 sp.), Carpocorini (2 spp.), Pentatomini (5 spp.) e *Thyanta perditor* (unplaced). Dos 51 caracteres analisados, 11 referem-se a caracteres de cabeça, nove de tórax, cinco de abdômen, 10 de genitália de fêmea e 16 de genitália de macho. Não foi possível corroborar uma hipótese de monofilia para Nezarini.

Com o objetivo de analisar os padrões de distribuição de 14 gêneros predominantemente neotropicais de Pentatomidae (*Agroecus* Dallas, *Antiteuchus* Dallas, *Arocera* Spinola, *Brachystethus* Laporte, *Cataulax* Spinola, *Chinavia* Orian, *Dichelops* Spinola, *Pallantia* Stål, *Rio* Kirkaldy, *Thyanta* Stål, *Serdia* Stål e grupo *Evoplitus*) foi aplicada uma Análise de Endemicidade (EA), com o software NDN (eNDemisM), para identificação das áreas. Os resultados obtidos foram comparados com áreas previamente delimitadas. Utilizou-se um consenso flexível, com a opção de 40% de similaridade mínima de espécies endêmicas para o agrupamento das áreas inicialmente encontradas. Foram encontradas quatro áreas endêmicas para a análise baseada em quadriculas de 2,5° latitude-longitude e 17 áreas para quadriculas de 5° latitude-longitude.

PALAVRAS-CHAVE: Nezarini, *Nezara*, cladística, biogeografia, áreas de endemismo.

Abstract

Nezara Amyot & Serville is reviewed and a hypothesis of relationships among its species is proposed. Diagnosis for the genus and the included species, as well a key to separate the species are also provided. The cladistic analysis included 15 taxa and 34 characters. Cladogram was rooted in *Carpocoris purpureipennis* (DeGeer) which represents a basal lineage within Pentatomidae; outgroup comparison also included species of the sister-groups *Aehtemenes chloris* (Dallas), and *Pseudoacrosternum cachani* Day. The results showed *Nezara* as a monophyletic taxon. Biogeographical scenarios of the evolution of *Nezara* were discussed. A key to separate the species is also provided.

The lack of robust higher classifications in Pentatomidae, using cladistics, are due to the regional work of the taxonomists. Nezarini was proposed to include 21 genera and 206 species. A cladistic analysis was performed to test the relationships of the *Nezara* group with other genera belonging to Nezarini, and to the tribes Antestini, Bathycoeliini and Pentatomini. The analysis included 32 terminal taxa; the ingroup comprised 17 taxa representing 13 Nezarini genera. Outgroup included 15 taxa belonging to Antestini (6 spp.), Bathycoeliini (1 sp.), Carpocorini (2 spp.), Pentatomini (5 spp.) and *Thyanta perditor* (unplaced). Fifty one characters were considered, 11 related to head morphology, nine of thorax, five of abdomen, 10 of female genitalia, and 16 of male genitalia. A hypothesis of Nezarini monophyly was not obtained.

Distributional patterns of 14 neotropical genera of Pentatomidae (*Agroecus* Dallas, *Antiteuchus* Dallas, *Arocera* Spinola, *Brachystethus* Laporte, *Cataulax* Spinola, *Chinavia* Orian, *Dichelops* Spinola, *Pallantia* Stål, *Rio* Kirkaldy, *Thyanta* Stål, *Serdia* Stål, and *Evoplitus* group) were searched through an Endemicity Analysis (EA) with the NDM (eNDemisM) software for identification of the areas. The results were compared with areas previously set by others studies. Flexible consensus was applied, with 40% of minimum similarity of endemic species for the grouping of areas initially found. Four endemic areas for the analysis based in grids of 2,5° latitude-longitude and 17 areas in grids of 5° latitude-longitude were found.

KEYWORDS: Nezarini, *Nezara*, cladistics, biogeography, endemic areas.

Filogenia, biogeografia e revisão de *Nezara* Amyot & Serville, análise filogenética de Nezarini e áreas endêmicas de Pentatomidae na região Neotropical (Hemiptera, Heteroptera)

Introdução Geral

O objetivo da sistemática é o estudo das espécies e de grupos naturais de espécies, baseado em linhagens evolutivas, que coletivamente são chamadas de táxons (Savage 1995). A proposição de classificações biológicas baseadas nas relações de parentesco é a maneira mais eficiente de organizar, estudar e disponibilizar a informação sobre a diversidade dos organismos (Hennig 1968). Além disso, o estabelecimento de um sistema geral de referência sobre os organismos a partir do reconhecimento de grupos monofiléticos (relação de ancestralidade comum exclusiva) permite obter classificações estáveis e gerar um poder de previsão considerável dentro das Ciências Biológicas (Schuh 2000, Amorin 2002). A utilização de filogenias é reconhecida cada vez mais como uma poderosa ferramenta no estudo dos organismos e suas interações (Simpson & Cracraft 1995, Nylin 2001, Schaefer 1998).

Nos últimos cinquenta anos a sistemática tem experimentado uma revolução, que não é consequência somente da rápida incorporação de novas tecnologias, mas está relacionada à abordagem filogenética, que possibilita a ampliação do poder preditivo e explanatório (Simpson & Cracraft 1995). A sistemática é ciência fundamental do estudo da biodiversidade, servindo de base para toda biologia, especialmente para os campos da ecologia, comportamento e evolução. Os objetivos centrais da sistemática são: descobrir, descrever, nomear as espécies e táxons supra-específicos, sintetizar o conhecimento das filogenias em classificações preditivas e contribuir para teorias relacionadas aos processos evolutivos (Savage 1995). A existência de uma hierarquização na diversidade biológica, é um resultado dos processos evolutivos, ou seja descendência com modificação (Eldredge & Cracraft 1980).

Os insetos são especialmente importantes em estudos que tentam responder questões biogeográficas e entender padrões globais de distribuição, seja pela idade dos táxons ou diversidade de espécies. A falta de conhecimento da distribuição, filogenia e a alta diversidade têm impedido a utilização deste grupo de organismos em estudos biogeográficos (Morrone 2006).

Assumindo as áreas de endemismo como unidades básicas dos trabalhos em biogeografia histórica, sua definição, tanto conceitual como metodológica, tem papel fundamental nas análises biogeográficas e estas são intimamente ligadas à acuidade das mesmas (Platnick 1991; Linder 2001). Uma área de endemismo pode ser diagnosticada mediante avaliação da sobreposição das áreas de distribuição de duas ou mais espécies (Platnick 1991); como esta sobreposição nunca é total, de algum modo a identificação das áreas de endemismo é um processo subjetivo. Os métodos em biogeografia vicariante assumem que os limites de distribuição de espécies originadas em uma mesma área de endemismo devam ser em média mais congruentes entre si do que aqueles de espécies originadas em outras áreas de endemismo (Hausdorf 2002). Neste contexto, o modelo vicariante pressupõe que os limites de distribuição das espécies não são randômicos (Hausdorf 2002).

A subordem Heteroptera é composta por aproximadamente 38.000 espécies nominais, divididas em oito infrordens e 75 famílias (Schuh & Slater 1995). Os hemípteros surgiram, provavelmente, no Carbonífero, entretanto foi no Mesozóico que ocorreu uma grande diversificação associada ao aparecimento das fanerógamas (Vázquez & López 1999).

Os registros fósseis de Pentatomomopha datam do Jurássico superior, sendo que Pentatomoidea provavelmente não surgiu antes do Cretáceo (Grimaldi & Engel 2005). Os insetos da superfamília Pentatomoidea, popularmente conhecidos como percevejos-do-mato, formam um dos maiores grupos de hemípteros heterópteros (Schuh & Slater 1995). Dentre as espécies fitófagas, algumas são pragas de importantes culturas; as espécies predadoras, da subfamília Asopinae, têm sido estudada para utilização em programas de controle biológico (Schaefer & Panizzi 2000; Mcpherson & Mcpherson 2000). *Nezara viridula* (Linnaeus) é uma espécie de importância econômica com registro para mais de 90 espécies de plantas, incluindo muitos vegetais, sendo considerada praga de soja e tomate (Schuh & Slater 1995).

Muitos autores têm considerado Pentatomoidea como um grupo natural, entretanto não há consenso sobre as relações em nível de família e categorias inferiores (Grazia et al. 2008). Grazia et al. (2008) em um estudo cladístico, propuseram hipóteses filogenéticas para as famílias de Pentatomoidea, baseando-se em características morfológicas, moleculares e em evidência total. Os resultados demonstraram hipóteses alternativas para os resultados dos diferentes conjuntos de dados empregados. Os dados morfológicos corroboraram a existência de 14 famílias compondo Pentatomoidea, e a monofilia de Pentatomidae sustentada com amplo suporte.

Segundo Schuh & Slater (1995), das cerca de 4.100 espécies reconhecidas na família Pentatomidae, 2.819 espécies foram descritas dentro da subfamília Pentatominae, das quais mais de 2/3 são incluídas na tribo Pentatomini (Gapud 1991). A própria definição das tribos de Pentatominae é objeto de debates, poucas foram estudadas recentemente e muitas ainda necessitam de revisões (Wall 2005). Alguns autores estabeleceram, empiricamente, grupos de gêneros, com base em diferentes características, e geralmente poucas (p. ex. Gross 1975; 1976, Linnavuori 1982). No entanto, por reconhecerem um padrão de semelhança entre diferentes grupos de organismos, trabalhos que propõem grupos de táxons representam hipóteses sobre suas relações e podem servir de base para o estabelecimento de estudos filogenéticos.

Rider (2009) reconhece 42 tribos (mais 39 gêneros não definidos); os gêneros até então inclusos em Pentatomini, agora estão distribuídos em 36 tribos. Entre elas, citam-se: Antestini (29 gêneros), Bathycoeliini (1 gênero), Carpocorini (104 gêneros), Chlorocorini (10 gêneros), Eysarcorini (18 gêneros), Menidini (28 gêneros), Nezarini (21 gêneros), Pentatomini (58 gêneros), Piezodorini (4 gêneros), Rhynchocorini (18 gêneros) e Strachiini (19 gêneros). Segundo Rider (2009) Nezarini esta composta por 21 gêneros, com um total de 206 espécies.

Schwertner (2005) corroborou uma hipótese de monofilia para um grupo de gêneros relacionado a *Nezara* (grupo *Nezara*), e incluídos por Rider (2009) em Nezarini, com base nos seguintes terminais: *Aethemenes chloris* (Dallas), *Nezara viridula* (Linnaeus) e *N. orbiculata* (Distant), *Porphyroptera guineensis* (Fabricius) (Antestini), *Pseudoacrosterum cachani* Day, *Neoacrosterum rufidorsum* (Breddin) e 13 espécies de *Chinavia* (Orian). Apesar de Rider (2009) considerar *Porphyroptera* um gênero de Antestini, Schwertner (2005) demonstrou que o táxon compartilha as sinapomorfias propostas para o grupo *Nezara*. O clado irmão do grupo *Nezara* é

composto por *Antestia trispinosa*, *Glaucias amyoti* (Dallas), *Acrosternum heegeri* Fieber e *Parachinavia prunasis* (Dallas).

Amyot & Serville (1843) propuseram o gênero *Nezara* no grupo ‘Raphigastrides’, para incluir *Cimex smaragdula* Fabricius (= *viridula* Linnaeus) e *Pentatoma marginata* Palisot de Beauvois. Dallas (1851) considerou *Nezara* como um subgênero de *Raphigaster* Laporte, e foi seguido por Stål (1858; 1860). Kirkaldy (1909) reconheceu seis subgêneros em *Nezara*, atualmente todos considerados gêneros válidos (Bergroth 1914; Freeman 1940; Linnavuori 1972; Thomas & Yonke 1981; Rolston 1983; Grazia & Fortes 1995).

Os limites taxonômicos de *Nezara*, como atualmente são conhecidos, tiveram início com Bergroth (1914), que o distinguiu de *Acrosternum* e de outros gêneros até então relacionados. Entretanto foi Freeman (1940) que possibilitou o reconhecimento de 11 espécies de *Nezara* e 21 variedades, através de uma diagnose precisa para as espécies do gênero. Schwertner (2005) testou e corroborou a monofilia de *Nezara*, e propôs uma hipótese de realacionamento com outros gêneros de percevejos verdes, incluídos em Nezarini (Rider 2009).

O objetivo deste trabalho é, utilizando a metodologia cladística, testar a hipótese de limite para o gênero *Nezara*, além de investigar as relações de parentesco entre as espécies. Em função da distribuição e diversidade de *Nezara*, a partir dos resultados obtidos na análise cladística, estudar as relações biogeográficas do gênero. Ainda, testar a relações do grupo *Nezara* com outros gêneros propostos para Nezarini, e com táxons empiricamente relacionados pertencentes às tribos Antestini, Bathycoeliini e Pentatomini. Finalmente, analisar os padrões de distribuição de gêneros predominantemente neotropicais de Pentatomidae (Hemiptera), com a aplicação da Análise de Endemicidade (NDM) proposta por Szumik *et al.* (2002) e Szumik & Goloboff (2004), para inferir possíveis áreas de endemismo e relacioná-las com áreas delimitadas previamente.

Material e Métodos

Objetivando a construção de matrizes não polarizadas, os caracteres multiestado foram tratados como não aditivos, utilizando o método do grupo-externo (Nixon & Carpenter 1993). A construção e gerenciamento das matrizes foram efetuados com o software WinClada 1.00.08 (Nixon 2002). A busca pela solução mais

parcimoniosa foi realizada com o programa TNT v1.1: Tree Analysis Using New Technology (Goloboff, Farris & Nixon 2003).

No capítulo 1 a definição inicial do gênero *Nezara*, e dos limites das espécies empregadas na análise, foram feitas a partir da revisão Freeman (1940) e com base em Schwertner (2005), além do estudo morfológico das espécies comparando-as com as descrições originais e subseqüentes referências na literatura.

O cladograma foi enraizado em *Carpocoris purpureipennis* (DeGeer), pois segundo Gapud (1991), o gênero representa uma linhagem basal dentro da família. Com o objetivo de testar a monofilia do gênero foi incluído o táxon irmão, *Aehtemenes chloris* (Dallas), e *Pseudoacrosternum cachani* Day, espécies do grupo *Nezara* filogeneticamente relacionadas (Schwertner 2005).

A análise cladística incluiu 34 caracteres morfológicos (23 binários e 11 multiestado), sendo seis de tórax, cinco de abdômen, 10 de genitália de fêmea e 13 de genitália de macho.

No capítulo 2 foram analisados 32 táxons terminais, sendo 17 do grupo interno, representando 13 gêneros de Nezarini (Rider 2009). O grupo externo inclui um terminal raiz, mais 14 táxons pertencentes as seguintes tribos: Antestini (6 spp.), Bathycoeliini (1 sp.), Carporini (2 spp.), Pentatomini (5 spp.) e *Thyanta perditor* Fabricius (“unplaced”). Na falta de uma hipótese de relação das tribos de Pentatomidae com suporte cladístico, os táxons do grupo externo foram selecionados com base na diversidade morfológica e no histórico taxonômico das espécies e dos agrupamentos supra-genéricos.

A análise de parcimônia foi baseada na matriz de dados composta por 32 táxons terminais e 51 caracteres, destes 32 binários e 19 multiestados. Dos 51 caracteres analisados, 11 referem-se a caracteres de cabeça, nove de tórax, cinco de abdômen, 10 de genitália de fêmea e 16 de genitália de macho.

O capítulo 3 incluiu 222 espécies, pertencentes a 14 gêneros de Pentatomidae, com um total de 1.932 pontos georeferenciados.

Os táxons incluídos na análise foram os seguintes (classificação das tribos segundo Rider 2009): *Adevoplitus* Grazia & Becker (5 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Agroecus* Dallas (6 spp., Pentatominae: Carporini); - *Antiteuchus* Dallas (38 spp., Discocephalinae: Discocephalini); *Arocera* Spinola (9 spp., Pentatominae: Catacanthini); *Brachystethus* Laporte (9 spp., Edessinae); *Cataulax*

Spinola (5 spp., Discocephalinae: Discocephalini); *Chinavia* Orian (67 spp., Pentatominae: Nezarini); *Dichelops* Spinola (13 spp., Pentatominae: Carpocorini); *Evoplitus* Amyot & Serville (1sp., Pentatominae: Pentatomini); *Pallantia* Stål (4 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Pseudevoplitus* Ruckes (3 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Rio* Kirkaldy (17 spp., Pentatominae: Menidini); *Serdia* Stål (18 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Thyanta* Stål (27 spp., Pentatominae: “unplaced”).

A busca por áreas de endemismo foi realizada através de unidade de quadrículas com 2,5° e 5° de latitude-longitude. Os dois conjuntos de quadrículas gerados, para a América Latina e ilhas do Caribe, foram iniciados em -124,306° de longitude e -41,474° de latitude. As áreas analisadas incluem a Zona de Transição Mexicana, a região Neotropical, a Zona de Transição Sul-americana e região Andina. As áreas foram comparadas com base na classificação de Morrone (2006).

O algoritmo de cálculo dos índices de endemidade foi realizado conforme Szumik *et al.* (2002); Szumik & Goloboff (2004). A metodologia de busca por áreas de endemismo foi efetuada com o programa NDM v. 2.6 (Goloboff, 2008) e visualizada com VNDM (Goloboff, 2008).

Conclusões gerais

No capítulo 1 a análise cladística do gênero *Nezara* resultou em uma hipótese com 60 passos, Índice de Consistência (ci) = 0.81 e Índice de Retenção (ri) = 0.89. A monofilia deste gênero foi corroborada com base em oito sinapomorfias, uma de morfologia geral, três de genitália de fêmea e quatro de genitália de macho: tubérculo no terceiro segmento abdominal; fêmeas com bordo posterior do urosternito VII escavado em “U”, bastante elevado em relação ao plano das placas genitais; superfície basal dos laterotergitos 9 com base côncava; processo da capsula seminalis com ápice rombo e subcilíndrico em toda sua extensão; dobra interna do bordo dorsal do pigóforo com área pilosa em forma de faixa (banda) única; “cup like sclerite” amplamente esclerotizado e elevado, ocupando 1/3 do diâmetro do pigóforo com a região anterior livre; phallus com processo do gonoporo secundário menor do que 1/3 do diâmetro do gonoporo e diâmetro do *processus capitati*, em relação ao conetivo dorsal, com diâmetro três ou mais vezes maior. Das oito sinapomorfias de *Nezara*, seis delas possuem surgimentos únicos.

O clado formado por *N. viridula*, *N. antennata* e *N. yunnana*, compartilha duas sinapomorfias: 1+1 regiões côncavas nos gonocoxitos 9 e parâmeros com cerdas inseridas em processo digitiforme curto voltado para a face externa. O clado africano é sustentado pelo caráter veias dos hemiélitros apresentando coloração esverdeada, estado unicamente derivado e presente em todas espécies do clado.

Os caracteres obtidos mediante a análise dos parâmeros em MEV, foram fundamentais na construção da hipótese de relacionamento dos táxons, cabendo destacar a importância da ultra-estrutura na busca por caracteres para o grupo, principalmente tratando-se de táxons morfológicamente próximos.

As atuais localidades de ocorrência das espécies de *Nezara* estão intimamente associadas a áreas de florestas úmidas, o que provavelmente indica que a evolução do gênero ocorreu em ambientes de clima quente e úmido. Pode-se assumir que os limites de distribuição das espécies esteve intimamente associado à evolução das chamadas “tropical rain forests” ao longo história das placas tectônicas, como no panorama proposto por Morley (2000) para as “megathermal angiosperms”.

No capítulo 2, foi realizada a análise cladística da tribo Nezarini. A primeira busca pela solução mais parcimoniosa foi realizada com pesos iguais dos caracteres, e resultou em dois cladogramas com 288 passos, com Índice de Consistência (ci) = 0.26 e Índice de Retenção (ri) = 0.47. O cladograma de consenso resultante apresentou 290 passos e idênticos índices de consistência e retenção dos cladogramas anteriores. Uma segunda análise foi efetuada com pesagem implícita dos caracteres, utilizando-se constante de concavidade de $k=3$, e resultou em um cladograma, com “fitness” de 25.46754. O clado composto pelo grupo *Nezara*, proposto por Schwertner (2005), com exceção de *Pseudoacrosternum cachani* (Nezarini), se manteve constante e inalterado, apesar de não possuir nenhuma sinapomorfia unicamente derivada. As relações de *Parantestia thethys* (Antestini), *Bathycoelia horvathi* (Bathycoeliini) basais em relação ao grupo *Nezara*, foram constantes.

As relações entre *Parantestia guineensis*, *Bathycoelia horvathi* e o grupo *Nezara* são corroboradas pelos cladogramas das duas análises aqui empregadas.

O grupo *Nezara* compartilha o caráter sinapomórfico carenas longitudinais do “cup-like sclerite” evanescentes e não atingindo o recorte do bordo ventral do pigóforo. Estas relações são suportadas pelos resultados de Schwertner (2005).

A posição de *Pseudoacrosternum cachani* entre os terminais mais basais do cladograma com pesos iguais, e formando um clado monofilético com *Kurumana bechuana*, *Brachynema cictum* e *Parachinavia prunasis*, na análise com pesagem implícita, é incongruente com os resultados de Schwertner (2005).

O resultado da busca com pesagem implícita, indica um possível agrupamento de gêneros, relativos ao clado *Acrosternum hegeeri*⁺, com base no caráter “cup-like sclerite”, não limitado posteriormente por uma carena transversal (transversal ridge). Este clado inclui, além dos táxons pertencentes a Nezarini, Antestini e Bathycoelini, *Kermana fucosa* e *Banasa dubia* pertencentes a Pentatomini.

As relações dos táxons frequentemente incluídos em Nezarini e Antestini foram inferidas empiricamente (Gross 1976; Linnavouri 1982), e com base em dados cladísticos (Ahamad 1996; Schwertner 2005). À luz dos caracteres aqui estudados e nos dois esquemas de pesagem empregados, não foi possível corroborar uma hipótese de monofilia para Nezarini, ou para os terminais dos grupos externos pertencentes à Antestini e Pentatomini, seguindo a classificação proposta por Rider (2009).

No capítulo 3, a análise com base em agrupamentos de quadrículas de 2,5 ° de latitude-longitude permitiu identificar 51 áreas endêmicas, com índices de endemismo variando de 2,00 a 8,057. O consenso destas áreas resultou em quatro agrupamentos. Do total de agrupamentos iniciais da análise com unidades de 2,5°, 46 áreas estão relacionadas a conjuntos de quadrículas situados sobre o bioma Mata Atlântica.

A segunda análise buscou por conjuntos de quadrículas com duas ou mais espécies endêmicas, com unidades de análise de 5° latitude-longitude, e resultou em 109 áreas endêmicas. O maior índice de endemidade dos agrupamentos iniciais foi de 20,08, para uma área com quatro quadrículas encontradas sobre a Mata Atlântica. O consenso flexível empregado resultou em 17 áreas endêmicas.

Os dados distribucionais dos táxons estudados, com diferentes unidades de análise (5° e 2,5° latitude-longitude), não permitiu a identificação de áreas endêmicas individuais para regiões como o Cerrado e a Caatinga. Uma provável explicação para a falta de resolução de áreas endêmicas nestas regiões pode estar associada ao tamanho das quadrículas empregadas, aos táxons utilizados e à distribuição dos mesmos.

As análises foram sensíveis à identificação de áreas endêmicas em diferentes escalas na Mata Atlântica, o que pode estar relacionado a áreas endêmicas hierarquizadas.

O presente estudo é o primeiro a utilizar uma metodologia explícita para analisar os padrões de endemismo de Pentatomidae na região Neotropical. As áreas endêmicas aqui inferidas necessitam ser refinadas, a fim de se obter maior resolução espacial, seja pela inclusão de novos táxons ou pelo uso de ferramentas panbiogeográficas.

Referências Bibliográficas

- Ahmad, I. (1996) A revision of the green stink bug tribe Pentatomini Leach (Hemiptera: Pentatomidae: Pentatominae) from Indo-Pakistan subcontinent with special reference to their cladistics. *Proceedings of the Pakistan Congress of Zoology*, 16, 41–86.
- Amorim, D.S. (2002) *Fundamentos de Sistemática Filogenética*. Holos Editora, Ribeirão Preto, 154 pp.
- Amyot, C.J.B. & Serville, J.G.A. (1843) *Histoire naturelle des insects. Hémiptères*. Fain et Thunot, Paris, 675 pp.
- Bergroth, E. (1914) Notes on some genera of Heteroptera. *Annales de la Société Entomologique de Belgique*, 58, 23–28.
- Dallas, W.S. (1851) *List of the specimens of hemipterous insects in the collection of the British Museum*. British Museum, London, 592 pp.
- Eldredge, N. & Cracraft, J. (1980) *Phylogenetic patterns and evolutionary process*. Columbia University Press, New York, 349 pp.
- Freeman, P. (1940) A contribution to the study of the genus *Nezara* Amyot & Serville (Hemiptera, Pentatomidae). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 90, 351–374.
- Gapud, V.P. (1991) A generic revision of the Asopinae, with consideration of its phylogenetic position in the family Pentatomidae and superfamily Pentatomoidea (Hemiptera-Heteroptera). *Philippine Entomologist*, 8, 865–961.
- Goloboff, P. (2008) *NDM, version 2.6*. Distribuído pelo autor. Disponível em: www.zmuc.dk/public/phylogeny
- Goloboff, P., Farris, J.S., & Nixon, K. (2003) TNT: Tree Analysis Using New Technology 1.0. Disponível em: <http://www.zmuc.dk/Public/Phylogeny/TNT/>
- Grazia, J. & Fortes, N.D.F. (1995) Revisão do gênero *Rio* Kirkaldy, 1909 (Heteroptera, Pentatomidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 39, 409–430.
- Grazia, J., Schuh, R.T. & Wheeler, W.C. (2008) Phylogenetic relationships of family groups in Pentatomoidea based on morphology and DNA sequences. *Cladistics*, 24, 932–976.
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. (2005) *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, Hong Kong, 755 pp.

- Gross, G.F. (1975–1976) *Plant-feeding and other bugs (Hemiptera) of South Australia. Heteroptera – Part I and II*. A. B. James, South Australia, 501 pp.
- Hausdorf, B. (2002) Units in biogeography. *Systematic Biology*, 51, 648–652.
- Hennig, W. (1968) *Elementos de una sistemática filogenética*. Editorial Universitaria, Buenos Aires, 353 pp.
- Kirkaldy, G.W. (1909) *Catalogue of the Hemiptera (Heteroptera) with biological and anatomical references, lists of foodplants and parasites, etc. Vol. I. Cimicidae*. Berlin, 392 pp.
- Linder, H.P. (2001) On areas of endemism, with an example from the African Restionaceae. *Systematic Biology*, 50, 892–912.
- Linnavuori, R.E. (1972) Studies on African Pentatomoidea. *Arquivos do Museu Bocage*, 3, 395–434.
- Linnavuori, R.E. (1982) Pentatomidae and Acanthosomatidae (Heteroptera) of Nigeria and the Ivory Coast, with remarks on species of the adjacent countries in West and Central Africa. *Acta Zoologica Fennica*, 163, 1–176.
- McPherson, J.E. & McPherson, R.M. (2000) *Stink bugs of economic importance in America North of Mexico*. CRC Press, Boca Raton, Florida, 253 pp.
- Morley, R.J. (2003) Interplate dispersal paths for megathermal angiosperms. *Evolution and Systematic*, 6, 5–20.
- Morrone, J.J. (2004) La zona de transición Sudamericana: caracterización y relevancia evolutiva. *Acta Entomologica Chilena*, 28, 41–50.
- Morrone, J.J. (2006) Biogeographic areas and transition zones of Latin America and the Caribbean Islands based on panbiogeographic and cladistic analyses of the entomofauna. *Annual Review of Entomology*, 51, 467–494.
- Nixon, K.C. (2002) Winclada (BETA) ver. 1.00.08 Disponible em: <http://www.cladistics.com/> Published by the Author, Ithaca, NY, USA.
- Nixon, K.C. & Carpenter, J.M. (1993) On outgroups. *Cladistics*, (9), 413–426.
- Nylin, S. (2001) Life history perspectives on pest insects: what's the use? *Austral Ecology*, 26, 507–517.
- Panizzi, R.A., McPherson, J.E., James, D.G., Javahery, M. & McPherson, R.M. (2000) Stink bugs (Pentatomidae). In: Schaefer, C.W. & Panizzi, R.A. (Eds), *Heteroptera of economic importance*. CRC Press, Boca Raton, Florida, pp. 421–474.

- Platnick, N.I. (1991) On areas of endemism. *Australian Systematic Botany*, 4, 11–12.
- Rider, D.A. (2009) *Pentatomoidea Home page* — North Dakota State University. Disponível em <http://www.ndsu.nodak.edu/ndsu/rider/Pentatomoidea/>. Acessado em janeiro de 2009.
- Rolston, L.H. (1983) A revision of the genus *Acrosternum* Fieber, subgenus *Chinavia* Orian, in the Western Hemisphere (Hemiptera: Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society*, 91, 97–176.
- Savage, J.M. (1995) Systematics and the Biodiversity Crisis. *BioScience*, 45, 673–679.
- Schaefer, C.W. (1998) Phylogeny, systematics and practical entomology: the Heteroptera (Hemiptera). *Anais da Sociedade Entomologica do Brasil*, 27, 499–511.
- Schuh, R.T. & Slater, J.A. (1995) *True bugs of the world (Hemiptera: Heteroptera): classification and natural history*. Cornell University Press, Ithaca, 336 pp.
- Schuh, R.T. (2000) *Biological systematics: principles and applications*. Cornell University Press, Ithaca, 236 pp.
- Schwertner, C.F. (2005) Filogenia e classificação dos percevejos-verdes do grupo *Nezara* Amyot & Serville (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae). Porto Alegre, PhD thesis, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 238pp.
- Simpson, B.B. & Cracraft, J. (1995) Systematics: the science of biodiversity. *Bioscience*, 45, 670–672.
- Szumik, C.A. & Goloboff, P.A. (2004) Areas of endemism: an improved optimality criterion. *Systematic Biology*, 53, 968–977.
- Szumik, C.A., Cuezco, F., Goloboff, P.A. & Chalup, A.E. (2002) An optimality criterion to determine areas of endemism. *Systematic Biology*, 51, 806–816.
- Thomas, D.B. & Yonke, T.R. (1985) Cladistic analysis of zoogeography and polyploid evolution in the stinkbug genus *Banasa* Stål (Hemiptera, Pentatomidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 78, 855–862.
- Vázquez, A. & T. López (1999) Filogenia de Heteroptera. Evolución y Filogenia de Arthropoda. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 26, 427–434.
- Wall, M. A. (2005) *Phylogenetic relationships among Halyini (Pentatomidae: Pentatominae) genera based on morphology, with emphasis on the taxonomy and*

morphology of the Solomonius-group. Tese de Doutorado, University of Connecticut.

Capítulo 1

Normas editoriais Zootaxa, Anexo II

Review, cladistic analysis and biogeography of *Nezara* Amyot & Serville (Hemiptera: Pentatomidae)

AUGUSTO FERRARI¹, CRISTIANO FELDENS SCHWERTNER¹ & JOCELIA GRAZIA²

Laboratório de Entomologia Sistemática, Departamento de Zoologia, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Av. Bento Gonçalves, 9500, Bloco IV, prédio 43435, 91501-970 Porto Alegre, RS, Brazil.

**Contribution n° xxx of Departamento de Zoologia da UFRGS.*

ferrariaugusto@gmail.com; acrosternum@yahoo.com.br; jocelia@ufrgs.br

¹CAPES Fellowship

²CNPq Fellowship

Abstract.

In this paper, the genus *Nezara* Amyot & Serville is reviewed and a hypothesis of relationships among its species is proposed. Also, diagnosis for the genus and the included species are provided. A key to separate the species is also provided. The cladistic analysis included 15 taxa and 34 characters. Cladogram was rooted with *Carpocoris purpureipennis* (DeGeer) which represents a basal lineage within Pentatomidae; outgroup comparison also included species of the sister-groups *Aehtemenes chloris* (Dallas), and *Pseudoacrosternum cachani* Day. The results showed *Nezara* as a monophyletic taxon. Biogeographical scenarios of the evolution of *Nezara* were discussed.

Key words. Cladistic analysis, *Nezara*, Nezarini, biogeography.

Introduction

Among phytophagous green stink bugs, species of genus *Nezara* Amyot & Serville are medium to large in size, and found mainly in the Afrotropical region (Freeman 1940; Linnavuori 1972; 1982). Only three species are distributed elsewhere: *N. viridula* (cosmopolitan); *N. antennata* (northern Oriental region and Japan), and *N. yunnana* (northern Oriental region) (Freeman 1940; Zheng 1982; Rider 2006). As far as is known, species of *Nezara* are polyphagous, some of them related to crop damage (Panizzi et al. 2000). The southern green stink bug *N. viridula* (Linnaeus) is a serious pest of several important crops worldwide (McPherson & McPherson 2000; Panizzi et al. 2000), and is one of the most studied pentatomid species (i.e. DeWitt & Godfrey 1972; Todd 1989; Panizzi 1997).

Amyot & Serville (1843) proposed *Nezara* in the group ‘Raphigastrides’, to include *Cimex smaragdulus* Fabricius (= *viridulus* Linnaeus) and *Pentatoma marginata* Palisot de Beauvois. Dallas (1851) considered *Nezara* as subgenus of *Raphigaster* Laporte, followed by Stål (1858; 1860). Stål (1865) recognized *Nezara* as valid genus, however its identity and composition were never well understood during the subsequent years (i.e. Mulsant & Rey 1866; Stål 1872; 1876; Lethierry & Severin 1893). Several species were described or included in the genus during that time, most of them were recognized as synonyms or transferred to other genera (i.e. Bergroth 1914; Freeman 1940; Orian 1965; Day 1965). To account the diversity of the genus, Kirkaldy (1909) recognized in his catalogue six subgenera in *Nezara*, all considered distinct genera nowadays (Bergroth 1914; Freeman 1940; Linnavuori 1972; Thomas & Yonke 1981; Rolston 1983; 1985; Grazia & Fortes 1995).

The taxonomic limits of *Nezara* as known today started with Bergroth (1914). He followed Stål (1876) in considering *Acrosternum* Fieber as a valid genus, but used the morphology of ostiolar peritreme to distinguish it from *Nezara*. Therefore, following Bergroth (1914), *Nezara* contained the species placed by Stål in his division **a** of the genus, and with the exception of the cosmopolitan *N. viridula*, no other American species belonged to it. However, only the revision carried out by Freeman (1940) established the limits of the genus; he recognized 11 species of *Nezara* and 21 varieties, nine of the varieties described by him. More recently, Schwertner (2005) tested and corroborated the monophyly of *Nezara*, and proposed a hypothesis of relationship with other genera of green stink bugs.

Material and methods

Studied taxa

The studied material belongs to the following Institutions (curators in parenthesis): AMNH - American Museum of Natural History, New York, USA (Dr. R. Schuh); BMNH - The Natural History Museum, London, England (Dr. M. Web); CNPS - Centro Nacional de Pesquisas da Soja, EMBRAPA, Londrina, Paraná, Brazil (Dr. A. R. Panizzi); CPDC – Centro de Pesquisas do Cacau, Itabuna, Bahia, Brazil; DEI - Deutsches Entomologisches Institut, Müncheberg, Germany (Dr. Eckhard K. Groll); DZUP - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, Brasil (Dr. L. Marinoni); MGAP – Museu Anchieta, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brazil; MHNV – Museo de Historia Natural La Salle, Caracas, Venezuela; MNHN - Museum National d’Histoire Naturelle, Paris, France (Dr. D. Plüot-Sigwald); NMNH - National Museum of Natural History, Washington, District of Columbia, USA (Dr. T. Henry); UFRG - Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brazil (Dr. J. Grazia).

Type material examined. In the collection of BMNH: *Pentatoma vicaria* Walker – ♀; *N. antennata* Scott – ♀; *Raphigaster naspirus* Dallas – ♂; *N. robusta* Distant – ♀; *Zangis niamensis* Distant – ♀; *N. orbiculata* Distant – ♀; *N. immaculata* Freeman – ♀ ♂; *N. similis* Freeman – ♂. In the collection of DEI: *N. mendax* Breddin – ♀ ♂; *N. subrotunda* – ♂. It was also examined at BMNH the “types” of Freeman varieties (specimens used by Freeman (1940) to described them): *N. robusta* var. *virescens* – ♂; *N. robusta* var. *thoracica* – ♀; *N. similis* var. *flavolineata* – ♀; *N. naspirus* var. *flavocincta* – ♀; *N. naspira* var. *rufoguttata* – ♀; *N. naspirus* var. *maculata* – ♂; *N. naspirus* var. *fasciata* – ♂; *N. frontalis* var. *rufopunctata* – ♂.

Material from all other species included in this work [*Aethemenes chloris* (Dallas), *Carpocoris purpureipennis* (DeGeer), *N. viridula*, *N. yunnana* Zheng, *N. frontalis* Schouteden, and *N. soror* Schouteden] were identified from literature and from the collections studied.

All but two of the species of *Nezara* were included in the analysis.

All but three of the species of *Nezara* are included in the ingroup. *Nezara congo* Schouteden, 1905 was described for the type-specimen which was not found and the original description refers it as similar to *Nezara (Zangis) niamensis* Distant 1890.

We were not able to exam the type, and in all collections studied we did not recognize specimens with the characteristics of the species. *Nezara paradoxus* Cachan, 1952, based in a male specimen, was supposed to be deposited at MNHN, but was not located by CFS during a visit to the collection in 2003. *Nezara indica* Azim & Shafee, 1978 was described for six females, deposited at Aligarh Muslim University; efforts to obtain these material were unfruitfull. Those species are treated here as **insertae sedis**.

Nezara antennata var. *icterica* Horvath, 1889 was upgraded by Ghauri (1972), based in distinct morphology of the parameres. The examination of the male type of *N. antennata* var. *icterica*, deposited at Hungarian Natural History Museum was made through a digital image sent by Dr. D. Rédei. Dr Rédei also sent the data on specimen labels: "Himalaya \ Plason" [hw]; "Nezara [male]\ antennata Scott \ var. icterica Horv." [Horváth's hw]; "Lectotype" [red label, printed]; "G. Schmitz det. 1984 \ Nezara viridula (L.) \ [male]" [hw + pr]". He also mentioned that although the specimen was labelled lectotype, apparently it was never published. Taking into account the general aspect of the specimen and the form of paramere, we agree with G. Schmitz that this variety is conspecific to *N. viridula*.

The terminology of general morphology is according to Schuh & Slater (1995); for male genitalia, especially the pygophore, we followed Baker (1931), Dupuis (1970), and Schaefer (1977). Dupuis (1970) was used to describe the “euphallic organs” of males, as well as the female genitalia. The conjunctiva was omitted in the illustrations of the *phallus* when its visualization was not clear in transmitted light. The genitalia were clarified in KOH 10%, and colored with Congo Red, when necessary.

For the photographs and illustrations, a Nikon Coolpix 995 and a camera lucida were used, respectively, both adapted to a stereomicroscope (Leica MZ 12.5). The drawings were edited with the software Adobe Photoshop® CS, using a Graphics Tablets Wacom Bamboo® Fun CTE-650. For scanning electron microscopy (SEM), whole specimens were cleaned in an ultrasonic cleaner and mounted with double-side tape on aluminum stubs, sputter-coated with gold particles (BALZERS®, model SCD050), observed and photographed in a scanning electron microscope (JEOL®, model JSM 58000) at the Centro de Microscopia Eletrônica of the Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Geographical distributions of the species were based on data labels; localities recorded solely in the literature were not included. Latitudes and longitudes were obtained from Global Gazetteer Version 2.1 (2006) and World Gazetteer (2007), and plotted in a map using Software ArcView© version 3.2 (ESRI, 1999). Specimens with incomplete or missing data were not considered, as well as incongruent data on cities, provinces or states to which they should belong.

Cladistic Analysis

The cladogram was rooted with *Carpocoris purpureipennis* (DeGeer). According to Gapud (1991), *Carpocoris* Kolenati represents a basal lineage within Pentatomidae. Other outgroups included species of the the sister-group genera *Aehtemenes chloris* (Dallas) and *Pseudoacrosternum cachani* Day, both taxa belonging to the *Nezara* group (Schwertner 2005).

A total of 34 characters were reconized, from which 11 were multistate. Multistate characters were treated as non-additive, considering that all transformational hypotheses are permitted with the same cost (Fitch 1971; Nixon & Carpenter 1993).

Characters and caractere-states were plotted in a data matrix using the software WINCLADA (Nixon 2002). The numerical analysis was made using TNT (Goloboff *et al.* 2008) with the option implicit enumeration with equal weighing for characters. Bremer support values (Bremer, 1994) were calculated as measures of branch support, with the option to retain sub-optimal trees till 10 extra steps, using TNT (4.323 retained trees). In the lacking of a hypothesis on the evolution of characters with the reconstruction of the ambiguous states we decided for not optimizing them. Only the unambiguous characters were optimized. Any extra steps on the reconstruction of the characters were considered homoplasies.

Many species of *Nezara* have chromatic polymorphism that were described by many authors (e.g. Linnaeus 1758, Fabricius 1803, Horváth 1889; Schouteden 1910; Leston 1952; Freeman 1940; Kiritani & Yukawa 1963), showing great inter- and intraspecific variability. In *Nezara viridula*, the frequency of the polymorphic types is related with environment conditions, i.e. photoperiod and temperature of the localities where the insects are found (Kiritani & Sasaba 1969; Musolin & Numata 2004). Yukawa & Kiritani (1965) hypothetyzed that the polymorphic types in a population of *N. viridula* are determined by the genetical composition followed by genetic drift and

natural selection. Genetical basis of polymorphisms in *N. viridula* was demonstrated recently (Ohno & Alam 1992). Although Poe & Wiens (2000) stated that analyses using polymorphic characters are consistently more accurate, we had two reasons to exclude polymorphic characters of our study. First, the representativeness of the polymorphic forms for all the species of *Nezara* was not significant in our sample. Second, based on the morphological characters used here (i.e. genitalia of both sexes), we do not found evidences to consider those polymorphic types as valid species or subspecies. Thus, the polymorphic forms were treated as “synonyms” of the species to which they were described.

Many authors studied distinct aspects of *N. viridula* populations: populational variation in sound communication (Ryan *et al.* 1996; Jeraj & Walter 1998; Cokl *et al.* 2000; Miklas *et al.* 2003); intraspecific variability of enzymatic systems, used as biochemical markers (Meglic *et al.* 2001); DNA sequences (16s, 28s, cytochrome oxidase and cyt b) and RAPD (Kavar *et al.* 2006, Sosa-Gómez *et al.* 2005); male pheromone composition (Aldrich *et al.* 1987; Aldrich *et al.* 1993); morphology of genitalic microstructures (Bao-ying *et al.* 2000). However, evidences to split these populations in two or more species were not, till nowadays, strongly justified (Kavar *et al.* 2006; Bao-ying *et al.* 2000). Therefore, the variation among *N. viridula* populations, based on the characters studied here, does not justify the inclusion of more than one terminal taxon for this species.

In order to compare the characters used in this paper with those used by previous authors in Pentatomidae cladistic analysis, the following literature was considered: Gapud (1991), Hasan & Kitching (1993), Grazia (1997), Barcellos & Grazia (2003), Fortes & Grazia (2005), Campos & Grazia (2006), Grazia *et al.* (2008), and Schwertner (2005).

Characters and their states are mentioned in the text in following notation: X^y , where X represents the number of the character and y the condition.

Results

Description of characters

Thorax

Character 1. Pronotum, lines of punctures: (0) absent; (1) present. $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

Lines of punctures parallel and transverse, concolorous or olive green to yellow are found on pronotum of some species. (Fig. 16D-F). Also, the lines could be present on scutellum and hemelytra. Freeman (1940) described the dorsal surface of *N. niamensis* and *N. robusta* as having a whitish-yellow background streaked with green, corresponding to the lines here described.

Character 2. Corium, basal third: (0) straight, not surpassing an imaginary line tangential to humeral angles; (1) convex, surpassing an imaginary line tangential to humeral angles (Fig. 13A2). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

The general form of body could be ovate (Fig. 16BC) or elongate (Fig.A-F). Species with an ovate body have the connexivum well exposed and basal third of corium convex, surpassing an imaginary line tangential to humeral angles.

Character 3. Ostiolar ruga: (0) ruga long with anterior margin straight and rhomboid apex (Fig. 13C); (1) ruga auriculate, conspicuous; (2) ruga auriculate, inconspicuous (Fig. 13E); (3) ruga long with anterior margin curved and pointed apex (Fig. 13D). $ci=60/ri=60$. Ambiguous.

The morphology of ostiolar ruga is variable among Pentatomidae. The limits of *Nezara* and related genera were established by previous authors based on the length of peritreme (Stål 1872; 1876; Kirkaldy 1909; Bergroth 1914; Freeman 1940). The cuticular folding and the extension of ruga along metapleura have also been used by many authors in phylogenetical studies (Grazia 1997; Gapud 1991; Barcellos & Grazia 2003; Forte & Grazia 2005). According to Gapud (1991), a short peritreme that does not reach the middle of metapleuron is considered plesiomorphic because this is the condition common in most of Pentatomomorpha. This hypothesis can not be supported cladistically (Watrous & Wheeler 1981; Nixon & Carpenter 1993). In this study,

plesiomorphic state is characterized by the anterior margin of ruga straight, with rhomboid apex (Fig. 13C); in derived states 1 and 2 the form of ruga is similar, but the ostiolar opening were codified as distinct (Fig.13E). The state 3 corresponds to an anteriorly curved ruga with pointed apex (Fig. 13D). Freeman (1940) described ruga long with pointed apex to *Nezara orbiculata* and *N. frontalis*, and auriculate in *N. soror*, as well as to the remaining species. Although *N. soror* have auriculate ruga, reduced in relation to the other two species, it has a pointed apex, being here codified as state 3 (Fig. 13D).

Character 4. Opening of odoriferous glands: (0) completely visible in ventral view, opening semielliptical (Fig. 13D); (1) partially visible in lateral view, opening circular (Fig. 13E). ci=50/ri=0. Ambiguous.

The opening of the odoriferous glands could be elliptical, easily seen on ventral view of metapleura (species with long ruga and/or conspicuous auriculate) (e.g. Fig. 13D). The apomorphic state is characterized by the peritreme partially covering the scent glands opening, being visible only in lateral view (Fig. 13E).

Character 5. Metapleural evaporative area: (0) occupying more than half of the metapleura (Fig. 13D); (1) occupying less than half of the metapleura (Fig.13E). ci=50/ri=50. Unambiguous

Metapleural evaporative area varies in extension, from restricted to an area around the opening to well developed occupying more than half of the metapleura. This character was used by previous authors in phylogenetic analyses with distinct taxonomical levels (Gapud 1991; Hasan & Kitching 1993; Campos & Grazia 2006). According to Schaefer (1972), there is a trend for bugs that live up on the plants to have smaller apparatuses than bugs living on the ground.

Character 6. Green hemelytral veins: (0) absent; (1) present. ci=100/ri=100. Unambiguous.

Hemelytral veins could be greenish being noticeable when the membrane is observed over white paper.

Abdomen

Character 7. Median tubercle on III urosternite: (0) absent; (1) present. ci=100/ri=100. Unambiguous.

The presence or the form of a median tubercle on III urosternite was used by several previous authors, mainly to identify genera and species (Atkinson 1888; Cachan 1952; Gross 1976; Rolston & McDonald 1979; Linnavuori 1982). Freeman (1940) distinguished at least three states in his key of *Nezara*. In phylogenetic analysis, the presence of this tubercle (e.g. Gapud 1991; Campos & Grazia 2006) or the form of its apex (e.g. Grazia 1997; Fortes & Grazia 2005) were also used as characters. We consider that this character has a continuous variation among the species being difficult to define discrete states. Therefore, the presence of median tubercle was codified as a derived state. In the studied group only *Nezara* has the derived state, but a median tubercle could be present in other genera of the *Nezara* group (e.g. *Chinavia*, *Porphyroptera*, *Neoacrosternum*). In *N. orbiculata*, the median tubercle is longer than in the remaining species of *Nezara* (Fig. 13A).

Character 8. Connexival segments IV to VII, dorsal view: (0) obscured by hemelytra; (1) exposed (Fig. 13A2). ci= 100/ri=100. Unambiguous.

Connexiva not obscured by hemelytra are usually found in species with rounded body (see diagnosis of the species).

Character 9. Spiracles macula: (0) absent; (1) less than twice the spiracles diameter; (2) more than twice the spiracles diameter. ci= 66/RI=66. Ambiguous.

A green macula juxtaposed to spiracles could be present and may vary in size. Schwertner (2005) proposed this character, and codified as present in *Pseudoacrosternum cachani*, *N. orbiculata* and *N. viridula*. Here, we also codified its presence in *Aethemenes cloris*.

Character 10. Margins of body (pronotum, hemelytra and connexiva): (0) red band absent; (1) red band present. ci=100/ri=100. Unambiguous.

A red band, sometimes extending to the head, could be present around the body. The band could be reduced, or absent in some areas. Schwertner (2005) used this character and codified present in *Neoacrosternum rufidorsum* and in most of the *Chinavia* species included in the analysis of the *Nezara* group; this character was homoplastic, with reversals in some of the clades.

Character 11. Urosternite VII in females: (0) posterior margin in semiarc, not elevated in relation to the placement of genital plates; (1) posterior margin escavate in “U” (Fig. 10B), well elevated in relation to the placement of genital plates. $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

According to Baker (1931) there is a trend in the development of the genitalia of both male and female: the more caudal is the opening of the female genitalia, the more posterior will be the opening of the genital cup in males. This is found in *Nezara*, where the gonocoxites 8 are perpendicular to the sagital plan, forming an angle larger than 45°. This configuration is not observed in none of the outgroup taxa.

Character 12. Spiracles on laterotergites 8: (0) visible in more than half of its diameter; (1) totally obscured (Fig. 10A), or less than 1/3 visibel (Fig. 10D). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

The spiracles could be partially or totally obscured by posterior margin of urosternite VII.

Female genitalia

Character 13. Laterotergites 9, shape: (0) uniformly flat; (1) basal half concave (Fig. 10B-C); (2) basal half laterally concave and medially convex, sometimes forming a callus (Fig. 10E-F). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

Fortes & Grazia (2005) considered the length laterotergites 9 as character, comparing them with laterotergites 8 length, as well as the form of the apex of laterotergites 9. Schwertner (2005) analized the surface of basal half of laterotergites 9 (flat or concave), pointing out that the strongly concave basal half is a synapomorphy to *Nezara*. We considered three states in this character, since in *N. naspira* the surface is concave but could have a callus well developed on median margin, obscuring the concave area. (Fig. 10E).

Character 14. Gonocoxites 8, longitudinal sutures: (0) absent; (1) shallow sutures not attaining apical margin of urosternite VII (Fig. 10C); (2) deep sutures attaining apical margin of urosternite VII (Fig. 10F). $ci=50/ri=66$. Ambiguous.

Length of gonocoxites 8 in relation to other genital plates was used by Grazia (1997); form of posterior margin by Fortes & Grazia (2005), Grazia (1997) and Schwertner (2005). The presence of longitudinal sutures near the posterolateral angles is here used for the first time, and considered exclusive to species of *Nezara* but *N. orbiculata*.

Character 15. Gonocoxites 9, 1+1 concave areas: (0) absent; (1) present. ci=100/ri=100. Unambiguous.

Gonocoxites 9 could have 1+1 concave areas near posterior margins of gonocoxites 8, resulting in a central area shallowly elevated (Fig. 10A-C).

Character 16. Gonapophyses 8, discal area: (0) totally exposed, sub-retangular, sutural margins of gonocoxites 8 parallel, not juxtaposed (Fig. 10E); (1) partially obscured, triangular at basal half, sutural margins of gonocoxites 8 straight at base, juxtaposed at apical half (Fig. 10H); (2) partially obscured, triangular at basal half, sutural margins of gonocoxites 8 concave at base, juxtaposed at apical half (Fig.10F). ci=66/ri=75. Ambiguous.

Discal area of gonapophyses 8 could be exposed or obscured by gonocoxites 8. Limits and form of sutural margins of gonocoxites 8 (divergent at base and juxtaposed on apical half or parallel, not juxtaposed) determine the extension and form of the exposed discal area of gonapophyses 8.

Character 17. Gonocoxites 8, posterior margins: (0) sinuous near sutural angles (Fig. 10E); (1) straight (Fig. 10L). ci=50/ri=80. Ambiguous.

Character 18. Processes of capsula seminalis: (0) absent; (1) present, diameter reducing from base to acuminate apex; (2) present, sub cylindrical, rhomboid apex (Fig. 11A-C). ci=100/ri= 100. Unambiguous.

Capsula seminalis with processes is a derived condition in Pentatomidae (Grazia *et al.* 2008; Gapud, 1991), and are absent in *Carpocoris purpureipennis*. Campos & Grazia (2006) considered the diameter of the processes as an informative character. In *Nezara* group, except *Pseudoacrosternum cachani*, all species have the processes of capsula seminalis, with acuminate or rhomboid apices (Schwertner 2005). In *Nezara* the processes are sub cylindrical, well developed, and rhomboid at apex.

Character 19. Ductus receptaculi, distal area *versus* pars intermedialis: (0) ductus receptaculi less than three times the length of pars intermedialis (Fig. 11C); (1) ductus receptaculi more than three times the length of pars intermedialis (Fig. 12D). $ci=50/ri=50$. Ambiguous

The ductus receptaculi, posterior to vesicular area, varies in length. Derived state found in some species of the ingroup has more than three times the length of pars intermedialis (Fig. 12D).

Character 20. Internal wall of ductus receptaculi: (0) without sinuosity; (1) with sinuosity, dilated (Fig. 12B); (2) with sinuosity, not dilated (Fig. 12F). $ci=66/ri=83$. Ambiguous

The vesicular area results from the invagination of ductus receptaculi, which has three distinct walls (Grazia *et al.* 2008). Campos & Grazia (2006) considered the diameter of the median and internal walls as informative character. In *Nezara*, the internal wall could have a basal sinuosity.

Character 21. Gonapophyses 8, posterior margin: (0) without median longitudinal calloused band on posterior margin; (1) with median longitudinal calloused band on posterior margin. $ri=100/ri=100$. Unambiguous.

Male genitalia

Character 22. Pygophore, ventral rim. (0) ventral rim not forming brims; (1) brims restricted to posterolateral angles, abruptly ending (Fig. 2C); (2) brims developed towards middle of ventral rim, continuous or not at mid line (Fig. 2E-I). (3) brims reduced, not continuous at mid line, with a bifid projection (Fig. 2K). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

Ventral rim and posterolateral angles of pygophore could have structures forming brims visible in posterior view. These structures could be restricted to posterolateral angles (Fig. 2C) or developed toward middle of ventral rim, continuous or not at mid line (Fig. 2E-I). Sometimes the brims are reduced, not continuous at mid line, and with a bifid projection (Fig. 2K).

Character 23. Pygophore, superior process of dorsal rim: (0) posteriorly projected, apical region sclerotized; (1) forming a folded brim (semielyptical) (Fig. 13F); (2) forming a long brim developed towards ventral rim (Fig. 13G); (3) reduced or absent. $ci=100/ri=100$. Ambiguous.

Schaefer (1977) revised the terminology adopted by previous authors to the structures found in genital cup of Trichophora. However, till now there is not agreement in this terminology, probably because the lack of hypotheses of homology with well supported morphological and phylogenetical evidences. Within Pentatomidae, the use of distinct terminology has been very damaging to the interpretation and use of these characters in comparative studies (Schwertner 2005). Here, we assume the correspondence of this character with the following: “superior lateral process” (Sharp 1890), “genital plates” (Baker 1931), “processus superieur” (Dupuis 1970) and “genital cup processes” (Barcellos & Grazia 2003).

Character 24. Pygophore, infolding of dorsal rim: (0) absent; (1) hairy region forming a simple band (Fig. 13F); (2) hairy region divided in two lobes of similar size (Fig. 13G); (3) hairy region divided in two lobes, one of them extending towards the internal wall of genital cup (Fig. 13H). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

Barcellos & Grazia (2003) and Fortes & Grazia (2005) used characters related to expansions of the infolding of dorsal rim of pygophore. Here, the outgroup was codified as lacking this structure because, distinctly of *Nezara*, it does not have a hairy region at the infolding of dorsal rim. However, *Carpocoris purpureipennis* has other three structures on genital cup (Tamanine 1958), that could be related to this character, as well as character 23, beside the distinct morphology of them. In *Aethemenes chloris* a line of hairs on dorsal rim, not forming a hairy band, is present, and was codified as absent for this character. Schwertner (2005) named this structure as marginal process of the infolding of dorsal rim, and the state calloused was found a synapomorphy to *Nezara*. This calloused marginal processes could present the hairy region more or less expanded: in *Nezara robusta* and *N. immaculata* this region is expanded towards the ventral rim surpassing the imaginary line between the posterolateral angles of pygophore (Fig.13H); in *N. orbiculata* the hairy region almost reaches the internal wall of genital cup. The illustrations show the limits of the hairy regions (the hairs were omitted).

Character 25. Pygophore, cup like sclerite: (0) cup like sclerite low raised, not occupying one third of the diameter of pygophore, sometimes with the anterior limit fused to pygophore wall; (1) cup like sclerite well sclerotized and elevated, occupying one third the diameter of pygophore, the anterior limit not fused to pygophore wall (Fig. 13B). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

A cup like sclerite, well sclerotized, occupying one third the diameter of pygophore, with anterior and lateral limits elevated from the internal wall of pygophore (Fig. 13B) is exclusively found in all species of *Nezara*. In the outgroup, *Aethemenes chloris* has a cup like sclerite similar in diameter to *Nezara* but the anterior limit is fused to pygophore wall. In *Pseudoacrosternum cachani* the cup like sclerite is less elevated not occupying one third of the diameter of pygophore.

Character 26. Parameres lobes: (0) absent; (1) bilobate (Fig. 2D); (2) trilobate (Fig. 2H). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

Morphology of parameres is often used in taxonomy and cladistics of Pentatomidae (i.e. McDonald 1966, Linnavouri 1972). Freeman (1940) characterized *Nezara* species based on the morphology of parameres in posterior view, emphasizing that in this position it was not necessary to remove the genitalia to identify the species. Barcellos & Grazia (2003) and Fortes & Grazia (2005) found in the morphology of parameres strong synapomorphies to define monophyletic groups of species. Schwertner (2005) used four distinct characters based on parameres morphology, including the development of the apical part in two or more lobes. Species of *Nezara* could have two or three lobes, often perperdicularly positioned in relation to the sagital plan of the body, and easily visible in posterior view. *N. mendax* and *N. soror* have apical part of parameres developed in three lobes, one of the lobes in sagital plan, resulting in a bilobate structure when observed in posterior view.

Character 27. Paramere, median lobe carina: (0) absent; (1) present (Fig. 2J-K). $ci=100/ri=100$. Unambiguous.

Parameres trilobate could present, on median lobe, a carina posteriorly projected. This character was codified as not observed in the species having parameres without lobes or bilobate.

Character 28. Parameres, median bristles: (0) absent; (1) present. ci=100/ri=100. Unambiguous.

Median bristles in parameres are often present in Pentatomidae (e.g. McDonald 1966; Gross 1976; Linnavouri 1982). In *Carpocoris purpureipennis*, bristles are absent. In *Nezara*, the bristles are placed at midway between apical and basal part of paramere, in the internal surface. It can sometimes be reduced in number, as in *N. viridula* (Fig. 6C-E) and *N. similis* (Fig. 5A-B), or in higher density, occupying almost all lateral surface of paramere as in *N. immaculata* (Fig. 5M-N).

Character 29. Parameres, attachment of median bristles: (0) attached directly on paramere wall; (1) attached in a short digitiform process bent to lateral surface of paramere (Figs. 4C-H, 6C, D, F, I). ci=100/ri=100. Unambiguous.

The median bristles could be attached directly on wall of paramere (Fig. 5A,I,N; Fig. 7B,E,H,K), or in a short digitiform process (Fig. 6E,G,J). Although *Pseudoacrosternum cachani* has a long process with bristles attached along all its extension (Fig. 6ab), the morphology of the process is distinct, and this character was codified as inapplicable. Freeman (1940) described a digitiform process in *N. antennata* and *N. viridula*, state also shared by *N. yunnana*. Santoro (1954) illustrated this character in *N. viridula*, but McDonald (1966) omitted the process in his illustration. Bao-ying *et al.* (2000) studied the morphology of the genital microstructures, using SEM, in distinct population of *N. viridula* from Australia and Slovenia, showing this character in detail.

Character 30. Paramere, elyptical area. (0) absent; (1) present. ci=100/ri=100. Unambiguous.

Some species of *Nezara* have the bristles attached to an elyptical area at middle of paramere, diagonally positioned in relation to longitudinal plan (Fig. 5I; Fig. 7E).

Character 31. Parameres, tegumentar microsculptures: (0) crenulate (Fig. 6B,H,K);(1) serrulate (Fig. 7I,L). ci=100/ri=100. Unambiguous.

Anterior surface of apical part of paramere, in SEM, show two distinct tegumentar microsculptures: crenulate and serrulate. This character was illustrated by Freeman (1940) and McDonald (1966) for *N. viridula*, using light microscopy, but the form of these structures were difficult to observe. The character is broadly distributed

among Heteroptera, being present in several species of Pentatomidae (e.g. McDonald 1966), Scutelleridae (e.g. Cassis & Vanags 2006), and Corixidae (e.g. Tinerella 2006).

Character 32. Phallotheca, median projection of ventral margin (Fig. 9F): (0) absent; (1) present. ci=100/ri=100. Unambiguous.

Character 33. Phallus, secondary gonopore process: (0) Secondary gonopore process larger than gonopore diameter (Fig. 8A-B); (1) Secondary gonopore process less than one third gonopore diameter (Fig. 14B). ci=100/ri=100. Unambiguous.

Character 34. Phallus, processus capitati: (0) equal or slightly larger than dorsal connective diameter (Fig. 8a-c); (1) at least three times larger than dorsal connective diameter (Fig. 8D). ci=100/ri=100. Unambiguous.

In *Nezara*, the processus capitati is stronger than in other taxa of *Nezara* group (Schwertner 2005). Here, we compare the processus capitati diameter in relation to the diameter of dorsal connective.

***Nezara* Amyot & Serville, 1843**

Nezara Amyot & Serville, 1843: xxvi, 143-144 (descr.); Fieber, 1861: 329 (descr.); Stål, 1865: 192 (descr.); 1867: 530 (key); 1872: 40 (descr.); 1876: 63, 91 (key, descr.); Mulsant & Rey, 1866: 288 (descr.); Puton, 1881: 52 (key); Lethierry & Severin, 1893: 164 (cat.); Distant, 1902: 219 (descr., type species des.); Kirkaldy, 1909: 115 (cat.); Bergroth, 1914: 24 (diagnosis); Freeman, 1940: 354 (review); Nayyar-Azim & Shafee, 1978: 507-511 (key); Cassis & Gross, 2002: 519 (cat.); Rider, 2006: 328 (cat.).

Type species: *Cimex smaragdulus* Fabricius, 1775 (= *Cimex viridulus* Linnaeus, 1758).

Diagnosis. Median tubercule of urosternite III scarcely projected in most of the species, apex rounded or conical, surpassing metacoxae in *N. orbiculata*. Green macula

juxtaposed to spiracles with less or more two times the spiracles diameter. Female: posterior margin of urosternite VII excavate in “U” (Fig. 10B), elevated in relation to the placement of genital plates; gonocoxites 8 (gc8) with longitudinal sutures near posterolateral angles, varying from well marked grooves reaching VII abdominal segment to inconspicuous or absent as in *N. orbiculata*; basal half of laterotergites 9 (la9) entirely concave or concave at lateral margin and convex at median margin, sometimes forming a callus; capsula seminalis processes subcylindrical with rhomboid apex. Male: infolding of dorsal rim of pygophore with a hairy region in a band forming two lobes similar in size or one of the lobes projected towards internal wall of genital capsule. Superior process of dorsal rim forming a folded brim or a long brim developed towards ventral rim. Phallus: processus capitati diameter at least three times the dorsal connective diameter.

Comments. Diagnosis of *Nezara* based on unique derived characters was established only recently (Schwertner 2005). Amyot & Serville (1843) proposed *Nezara* among those taxa with an abdominal tubercle or spine present (the ‘Raphigastrides’ group), and was followed by subsequent authors (i.e Stål 1865; 1872; 1876; Atkinson 1888; Distant 1902). In his catalogue, Kirkaldy (1909) listed in *Nezara* six subgenera. Bergroth (1914) recognized each of the subgenera proposed by Kirkaldy (1909) as valid genera; comparing *Acrosternum* and *Nezara*, Bergroth included in *Nezara* only those species with ostiolar peritreme short, not reaching anterior margin of metapleura (= division **a** of Stål 1876, see Introduction). Freeman (1940) strengthened the number of characters to separate *Nezara* from the allied genera, including the position of the pygophore (‘clearly visible in ventral view’) and the shape of parameres (‘broad and apically turnwards, the free ends of each being produced into lobes two or three in numbers’). However, Orian (1965) questioned two of the characters used by Bergroth (1914) and Freeman (1940), the only valid character to identify the genus *Nezara* being the shape of the paramere.

More recently, in a cladistic analysis including several genera of stink bugs, Schwertner (2005) supported the monophyletic condition of *Nezara*, and defined unique derived characters for the genus: concavity of the posterior margin of VII urosternite in “U”; surface of the basal half of laterotergites 9 strongly concave, and diameter of processus capitati larger than length of the dorsal connective. One homoplastic character, the green maculae juxtaposed to the spiracle, was also found in all species of *Nezara*, as well as *Pseudoacrosternum cachani* Day (Schwertner 2005). The shape of the paramere, character used by Freeman (1940) to separate species of *Nezara* from

allied genera, was a synapomorphy to the clade including *Aethemenes*, *Nezara* and *Pseudoacrosternum* (Schwertner 2005).

Key to the species of *Nezara* (male and female):

- | | |
|---|----------------------|
| 1. Scent glands with spout of peritreme never elongate, ear-like (Fig. 13E) | 2 |
| 1'. Scent glands with spout of peritreme elongate (Fig. 13D) | 3 |
| 2 (1). Peritreme short, inconspicuous; ostiolar orifice round, completely visible in lateral view of metapleura; evaporative area of scent gland occupying less than half of metapleura (Fig. 13E) | 5 |
| 2'. Peritreme conspicuous; ostiolar orifice elliptical, completely visible in ventral view of metapleura; evaporative area of scent gland large, occupying more than half of metapleura (Fig. 13D) | 6 |
| 3 (1). Basal third of corium straight not surpassing an imaginary line tangential to humeral angles | <i>N. frontalis</i> |
| 3'. Basal third of corium convex, surpassing an imaginary line tangential to humeral angles (Fig. 13A) | 4 |
| 4 (3). Black macula on urosternites larger than abdominal spiracles; medial spine of third abdominal segment very short, not reaching hind coxae. | <i>N. soror</i> |
| 4'. Black macula on urosternites shorter than abdominal spiracles; medial spine of third abdominal segment very long, reaching anterior margin of median coxae (Fig. 13A) | <i>N. orbiculata</i> |
| 5 (2). Anterior margins of pronotum straight; humeral angles right angular (Fig. 15D) | <i>N. similis</i> |
| 5'. Anterior margins of pronotum inconspicuously convex; humeral angles rounded (Fig. 15E) | <i>N. mendax</i> |
| 6 (2). Pronotum transversely ridged, usually more lighter in color than grooves; black macula on scutellum basal angles absent; black macula on urosternites shorter than abdominal spiracles or absent | 7 |
| 6'. Pronotum not ridged; black macula on scutellum basal angles present; black macula on urosternites equal or larger than abdominal spiracles | 9 |
| 7 (6). Black macula on urosternites present | 8 |
| 7'. Black macula on urosternites absent | <i>N. immaculata</i> |

8 (7). Anterior margins of pronotum convex; ridges and grooves of pronotum with the same colour *N. robusta*

8'. Anterior margins of pronotum straight; ridges and grooves of pronotum with alternated light and dark colour *N. niamensis*

9 (6). Evaporative area of scent glands occupying less than half of metapleura; gonocoxites 8 with longitudinal groove reaching VII abdominal segment (Fig. 10F), base of laterotergites 9 with callus; male with parameres trilobate (Fig. 2F)

N. naspira

9'. Evaporative area of scent glands occupying at least half of metapleura; gonocoxites 8 with longitudinal groove inconspicuous, never reaching VII abdominal segment, base of laterotergites 9 concave (Fig. 10A-C); male with parameres bilobate (Fig. 2A-C)

10 (9). Connexival sutures with black or darkened maculae at middle; black macula on apex of antennal segments III and IV; lobes of parameres equal in length, the lateral thinner than the median (Fig. 2B); digitiform processes of capsula seminalis distinct in length, one surpassing anterior anular flange (Fig. 11B)

N. antennata

10'. Connexival sutures without black maculae; reddish or ferruginous, never black, macula on apex of antennal segments III and IV; median lobe of parameres longer than the lateral one (Fig. 2A,C); digitiform processes of capsula seminalis subequal in length, never surpassing anterior anular flange

11

11 (10). Pygophore in posterior view: lateral lobe of paramere weakly developed, rough, directed to dorsal rim of pygophore (Fig. 2A); median limit of paramere touching segment X in rest position (Fig. 2A)

N. viridula

11'. Pygophore in posterior view: lateral lobe of paramere more developed than *N. viridula* directed to lateral rim of pygophore (Fig. 2C); median limit of paramere not touching segment X in rest position (Fig. 2C)

N. yunnana

***Nezara viridula* (Linnaeus, 1758)**

(Fig. 1A, 2A, 3A, 4C-D, 6C-E, 10A, 11A, 13A, 14A-B, 15A, 17, 18)

Cimex viridulus Linnaeus, 1758: 444

Cimex torquatus Fabricius, 1775: 710 (syn. to *smaragdula* by Illiger, 1807: 30)

Cimex smaragdulus Fabricius, 1775: 711 (syn. by Stål, 1865: 193)

Cimex transversus Thunberg, 1783: 40 (syn. by Stål, 1855: 345)

- Cimex variabilis* Villers, 1789: 505 (syn. by Reuter, 1888: 126)
- Cimex spirans* Fabricius, 1798: 533 (syn. by Stål, 1868: 31)
- Cimex viridissimus* Wolff, 1801: 55 homonym of *Cimex viridissimus* Poda, 1761 (syn. to *smaragdula* by Fieber 1861: 330)
- Pentatoma? flavicollis* Palisot de Beauvois, 1805: 185 (syn. to *smaragdula* by Amyot & Serville, 1843: 144)
- Pentatoma oblonga* Westwood, 1837: 37 (syn. by Distant, 1901: 813)
- Pentatoma unicolor* Westwood, 1837: 38 (syn. by Stål, 1865: 193)
- Pentatoma berylina* Westwood, 1837: 38 (syn. by Distant, 1901: 813)
- Pentatoma subsericea* Westwood, 1837: 38 (syn. by Stål, 1865:193)
- Pentatoma leii* Westwood, 1837: 38 (syn. by Stål, 1865:193)
- Pentatoma tripunctigera* Westwood, 1837: 38 (syn. by Stål, 1865: 194)
- Pentatoma chinensis* Westwood, 1837: 38 (syn. by Stål, 1865: 194)
- Pentatoma proxima* Westwood, 1837: 38 (with *tripunctigera* by Westwood, 1837: 38, syn. by Stål, 1865: 194). Nomen nudum (Rider, 2006: 330)
- Pentatoma chloris* Westwood, 1837: 38 (syn. by Stål, 1865: 194)
- Pentatoma chlorocephala* Westwood 1837: 38 (syn.by Lethierry & Severin, 1893:167)
- Pentatoma propinqua* Westwood, 1837: 39 (comp. with *unicolor* by Westwood, 1837: 39, syn. by Stål, 1865: 194). Nomen nudum (Rider 2006: 330)
- Cimex hemichloris* Germar, 1838: 166 (syn. by Stål, 1865:194)
- Nezara approximata* Reiche & Fairmaire, 1848: 443 (syn. by Stål 1865: 194)
- Pentatoma plicaticollis* Lucas, 1849: 87 (syn. to *smaragdula* by Mulsant & Rey, 1866: 296)
- Raphigaster prasinus* Dallas, 1851: 274 (not Linnaeus, 1758) (misidentification, see Stål 1865: 193)
- Raphigaster orbis* Stål, 1854: 221 (syn. by Stål, 1865: 194)
- Pentatoma vicaria* Walker, 1867: 303 (syn. by Distant, 1900: 392)
- Nezara viridula*; Amyot & Serville, 1843; Stål, 1865: 193-195; 1872: 41; 1876: 91; Lethierry & Severin, 1893: 167; Kirkaldy, 1909: 117, 381; Schouteden, 1910: 88; Freeman, 1940: 357-360; DeWitt & Godfrey, 1972: 1-23; Azim & Shafee 1978: 507-508; Zeng, 1982: 195-196; Cassis & Gross, 2002: 520-524; Rider, 2006: 329-330
- Nezara viridula* var. *aurantiaca* Costa, 1884: 37, 58 (Cassis & Gross, 2002: 521)

Nezara viridula var. *hepatica* Horváth, 1903: 406 (Cassis & Gross, 2002: 521)

Nezara antennata var. *icterica* Horváth, 1889: 31

Nezara icterica Horváth, 1889: 31; Ghauri, 1972: 287. **nov. syn.**

Diagnosis. Thorax: ostiolar ruga auriculate, conspicuous. Abdomen: urosternites with black maculae, often shorter than in *N. yunnana*. Male: ventral rim of pygophore with brims restricted to posterolateral angles, abruptly ending (Fig. 2A). *N. viridula* shares this character with *N. antennata* and *N. similis*. Paramere bilobate, lobes of almost equal size; median bristles attached at apex of a short digitiform process directed to lateral surface (Fig. 4C-D; 6C-E). *N. viridula* shares the paramere process with *N. antennata* and *N. yunnana*, but the bristles at apex of the process is an autapomorphy. Female: posterior margins of gonocoxites 8 sinuous near sutural angles; basal half of laterotergites 9 concave (Fig. 10A; gonocoxites 9 with 1+1 concave areas, this characteristic shared with *N. antennata* and *N. yunnana*; digitiform processes of capsula seminalis subequal in length (Fig. 11A) present also in *N. yunnana*.

Material examined:

Pentatoma vicaria Walker, 1867 Holotype (♀ - BMNH) with labels: a) type b) E. Rio /5860 *Pentatoma vicaria*. **CHINA:** Chingeheshan, Schechuan, VIII.1932, G.Liu col. (1♂, AMNH). **INDIA:** Lutlejd, RW., N. India, M.M. Carleton col. (1♀1♂, AMNH); Kaik. Unyal, Unyal goon, 5500ft, V-VII.1941, Seklana Theri Garhwal (1♀ AMNH). **VENEZUELA:** Carabobo, 460m, 25.VI.1966, A. Fernandez col. (1♀, MIZA); Aragua, Rancho Grande, 10.IV.1967, Salcedo, J. col. (1♂, MIZA); Aragua, Villa de Cura, 4.VII.1945, Fernandes, F. col. (1♂1♀, MIZA) “en algodón”; Aragua, Tasajera, 20.I.1951, Requerta, J.R. col. (4♂, MIZA); Lara, Terepaima, 1-4.XI.1956, Fernandes, F. y C.J.Rosales col. (1♀, MIZA); Aragua, 29.V.1966. Fernandes, F. col. (1♂, MIZA); Carabobo, Mariara, 25.VI.1966, 460m. Fernandes, F. col. (2♀, MIZA) “trampa de luz”; Aragua, Choroni, 25/V/48, Fernandes, F. y F. Aponte col. (1♀, MIZA); Lara, Sanare, 5.III.1957, Fernandes, F. y C.J.Rosales col. (1♂, MIZA); Aragua, 17.VI.1956, Garcia, E. col. (1♀, MHNV); Distrito Federal, El Valle, 24.2.1945, Fernandes, F. (1♀, MHNV); La Florida Serrania de Barbula, 19.XII.61, Joly col. (1♀, MHNV); **BRAZIL:** Bahia, Itabuna (CPDC), 1980, Milanez, J.M. col. (1♀, UFRG); Minas Gerais, Fazenda S. José Cong. Aparecida, XI.1960, Carvalho, J.C.M. (1♂, UFRG); Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, IV.1918, Mendes, D. col., (1♂, UFRG); São Paulo, Campinas (Barão Geraldo), 5.V.1980, Sazima, I. col. (1♀, UFRG); São Paulo, Campinas (UNICAMP),

16.VII.1980, Grazia, J. col. (1♂, UFRG); Paraná, Londrina, Embrapa Soja, 6.VII.1999, Pubelli G.C. leg (3♂3♀, UFRG); Santa Catarina, Garopaba, 15-30.I.1998, J. Grazia (1♀3♂, UFRG); Sem dados: 1♂ (UFRG); Santa Catarina, Nova Teutônia, 1948, Plaumann, F. col. 22^o 11'5/52^o 23' L (1♂, AMNH); Santa Catarina, Porto União, 20.V.2003, Pimpão, D.M. col (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, 2.VII.1980, Pauichi, J. col., J. Grazia det. 1986, (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Estrela, 1.IV.07, Greve, C. col. (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, 26.IV.1982, Costa & Link col., em soja (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, XII.1981, Link, D. col., em feijão, Jocélia Grazia det. 1986, (1♂2♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Cruz Alta, 19.X.1981, Link & Costa col., em colza, (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, 7.XII.1981, Link & Costa col., em colza, Jocélia Grazia det. 1986 (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Guaíba, 1.X.1985, Del Vecchio, M.C. col., em joá (1♂2♀, UFRG); Rio Grande Sul, Estação Ecológica do Taim, 23.III.1981, 4.IV.1981, Grazia, J. col., (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Viamão, 1966, (1♂3♀, MGAP); Rio Grande do Sul, Pelotas, XII.1956, (1♂, MGAP); Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 27.XI.1956, (1♂, MGAP); Rio Grande do Sul, Cachoerinha, 18.IV.1981, Mocellin, R.P. col. (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Canoas, 22.XII.1985, Fernandes, J.A.M. col. (1♂, UFRG).

***Nezara antennata* Scott, 1874**

(Fig. 1B, 2B, 3B, 4E-F, 6F-H, 8D-F, 10B, 11B, 15B , 17, 18)

Nezara antennata Scott, 1874: 299; Stål, 1876: 91; Distant, 1902: 220; Kirkaldy, 1909: 116; Freeman, 1940: 360; Azim & Shafee, 1978: 508; Zheng, 1982: 195; Rider, 2006: 329.

Nezara antennata var. *balteata* Horvath, 1889: 32; (listed by Kirkaldy 1909: 116 and Freeman, 1940: 361; Rider, 2006: 329).

Nezara viridula; Takahashi, 1948: 107-108 (non Linnaeus, 1758)
(misidentification, see Ishihara 1950; Rider, 2006: 329).

Diagnosis. Head: apical third of antennal segment III and apical half of IV black. This character is exclusive of *N. antennata*; other species may have these antennal segments darkened but never black. Thorax: ostiolar ruga auriculate, conspicuous. Abdomen: connexival sutures with black or darkened maculae at middle, character absent in *N. viridula* and *N. yunnana*. Male: Male: ventral rim of pygophore with brims restricted to posterolateral angles, abruptly ending (Fig. 2B), shared with *N. viridula*, *N. yunnana* and *N. similis*; paramere bilobate, inferior lobe thin (Fig. 2B), character exclusive of this species; median bristles on paramere attached at apex of a short digitiform process directed to lateral surface (Fig. 4E-F; 6F-H), shared with *N. viridula* and *N. yunnana*. Female: posterior margins of gonocoxites 8 sinuous near sutural angles; basal half of laterotergites 9 concave; digitiform processes of capsula seminalis distinct in length, one surpassing anterior anular flange (Fig. 11B), this character distinguishes *N. antennata* from *N. viridula* and *N. yunnana*.

Material examined:

Nezara antennata Scott, 1874 Holotype (1♀ - BMNH) with labels: a) type b) *Nezara antennata* n. sp. c) Japan d) Type Scott Coll. 88 11. **CHINA:** Tibet Prov, (1♀1♂-AMNH); Yunnan, Kunming, col. Cazier, 17.VII.1945, (1♀1♂ - AMNH); Szechuan, Chinghengshan, col. G.Liu, VI.1932, (1♂- AMNH). **JAPAN:** (1♀ - BMNH), Distant Coll. 1911-383, compared with holotype. **KOREA:** Pusan, C.T. Parsons, 4.XI.1945, (1♂-AMNH). So[uth] Asia, “Gorlack” (1♀-AMNH).

***Nezara yunnana* Zheng, 1982**

(Fig. 1C, 2C, 3C, 4G-H, 6I-K, 10C, 11C, 13F, 15C, 17, 18)

Nezara yunnana Zheng, 1982: 121; Rider *et al.*, 2002: 142; Rider, 2006: 330

Diagnosis. Thorax: ostiolar ruga auriculate, conspicuous. Abdomen: urosternites with black maculae, sometimes larger than spiracles. Male: ventral rim of pygophore with brims restricted to posterolateral angles, abruptly ending (Fig. 2C), shared with *N. viridula*, *N. antennata* and *N. similis*; paramere bilobate, sinuosity between lobes more escavate (Fig. 2C) than in *N. viridula*; median bristles on paramere attached at apex of a short digitiform process directed to lateral surface (Fig. 4G-H; 6I-K), shared with *N.*

viridula and *N. antennata*; Female: posterior margins of gonocoxites 8 sinuous near sutural angles; basal half of laterotergites 9 concave; digitiform processes of capsula seminalis subequal in length (Fig. 11A), as in *N. viridula*.

Material examined:

INDIA: N[orth] India, Sutledj Riv. Near Loodiana, M.M. Carleton, (13♀ 6♂ - AMNH); N[orth] India, Sutledj Riv., M.M. Carleton, (1♂ - AMNH); Kooloo Valley, M.M. Carleton, (2♀ 1♂ - AMNH); Dobhalvalla. 2304 ft., Dehra Dun, U. P., Jai K. Uniyal, 10.XI.1945, J.C. Lutz Collection, 1961, (1♂ - NMNH); Unyal gaon, 5500 ft., Saklana Tehri Garhwal, Jai K. Uniyal, 5.VI.1946, J.C. Lutz Collection, 1961, (2♀ 1♂ - NMNH).

***Nezara similis* Freeman, 1940**

(Fig. 1D, 2D, 3D, 4D, 5A-B, 10D, 15D, 17, 18)

Nezara similis Freeman, 1940: 368; Linnavouri, 1982: 138; Azim & Shafee, 1979: 507

Nezara similis var. *flavolineata* Freeman, 1940: 369

Diagnosis. Thorax: ostiolar ruga auriculate, inconspicuous (Fig. 13E). Abdomen: black maculae of urosternites reduced or absent; median spine of III abdominal segment long, reaching anterior margin of posterior coxae. Male: ventral rim of pygophore with brims restricted to posterolateral angles, abruptly ending (Fig. 2D), shared with *N. viridula*, *N. antennata* and *N. yunnana*; paramere trilobate, two lobes with pointed apex, median lobe scarcely observed in posterior view. Female: posterior margins of gonocoxites 8 straight; basal half of laterotergites 9 concave (Fig. 10D).

Material examined:

Nezara similis Freeman, 1940 Holotype (1♂ - BMNH) with labels: a) by beating b) MT CAMEROON Musake 6,350ft 13.I.1932 M. Steele B.M. 1934-240 c) Type d) *Nezara similis* Freem. *Nezara similis* var. *flavolineata* Freeman, 1940 (1♀ - BMNH) MT CAMEROON Musake 6,350ft 13.I.1932 M. Steele B.M. 1934-240 Type. Paratypes: **CAMEROON:** Mt. Cameroon, Musake 5,400ft, 28.I.1932 M. Steele B.M. 1934-240

(1♂ -BMNH); Mt. Cameroon, Musake, 6,350ft, 13.I.1932 M. Steele B.M. 1934-240 (1♀ - BMNH).

***Nezara mendax* Breddin, 1908**

(Fig. 1E, 2E, 3E, 5C-D, 7A-C, 10E, 13E, 15E, 17, 18)

Nezara mendax Breddin, 1908: 68; Gaedike, 1971: 91; Linnavuori, 1972: 415

Diagnosis. Thorax: ostiolar ruga auriculate, inconspicuous (Fig. 13E). Abdomen: black maculae of urosternites absent, shared with *N. similis* (sometimes) and *N. immaculata*. Male: ventral rim of pygophore with brims developed towards middle, continuous at mid line (Fig. 2E), shared with *N. naspira* and *N. orbiculata*; paramere trilobate, one of the lobes in sagittal plan, resulting in a bilobate paramere when observed in posterior view, as in *N. soror*. Female: posterior margins of gonocoxites 8 sinuous near sutural angles; gonocoxites 8 with deep longitudinal sutures attaining posterior margin of urosternite VII (Fig. 10E); basal half of laterotergites 9 concave; central area of gonapophyses 8 totally exposed, sub-retangular, sutural margins of gonocoxites 8 parallel, not juxtaposed. This character state is exclusive of *N. mendax* among species of *Nezara*.

Material examined:

Nezara mendax Breddin, 1908 Holotype (1♂ - DEI) with labels: a) Asmara Eritrea VII b) *Nezara mendax* Type! Bredd. c) des. H. Gaedike 1968 coll Breddin ♂ d) Lectotypus. Paralectotype female: a) Asmara Eritrea VII b) *Nezara mendax* sp.n. G. Breddin 1908 c) Allotype ♀ d) Paralectotypus e) des. H. Gaedike 1968 coll Breddin ♀. **ETHIOPIA:** Kwiha, Gentry & Bayou, 25.10.1961, (1♂1♀ - NMNH); Jimma (gentry grasses), 15.X.61, (1♂ - NMNH).

***Nezara naspira* (Dallas, 1851)**

(Fig. 1F, 2F, 3F, 5E-F, 7D-F, 9A-C, 12A, 10F, 15F, 17, 18)

Raphigaster naspirus Dallas, 1851: 276

Nezara victorinii Stål, 1876: 91; Kirkaldy, 1909: 117 (syn. by Freeman, 1940: 366)

Nezara naspirus; Kirkaldy, 1909: 121

Nezara naspirus var. *subviridula* Schouteden 1910: 89; Freeman 1940: 366

Nezara naspirus var. *subtorquata* Schouteden 1910: 89; Freeman 1940: 367

Nezara naspirus var. *flavocincta* Freeman 1940: 367

Nezara naspirus var. *rufoguttata* Freeman 1940: 367

Nezara naspirus var. *maculata* Freeman 1940: 367

Nezara naspirus var. *scutellaris* Schouteden 1910: 89; Freeman 1940: 367

Nezara naspirus var. *fasciata* Freeman 1940: 368

Nezara naspirus var. *vittata* Schouteden 1910: 89; Freeman 1940: 368

Nezara naspirus var. *personata* Schouteden 1910: 89; Freeman 1940: 368

Nezara zumpti Schouteden, 1943:324 (syn. by Linnavuori, 1975: 102)

Nezara naspira var. *freemani* Leston 1952: 898

Nezara subrotunda Breddin, 1908: 68; Linnavuori, 1972: 414) **syn. n.**

Diagnosis. Thorax: ostiolar ruga auriculate, conspicuous. Abdomen: urosternites with black maculae, variable in size. Male: ventral rim of pygophore with brims developed towards middle, continuous at mid line (Fig. 2F), shared with *N. mendax* and *N. orbiculata*; paramere trilobate, median lobe rounded, lateral lobes acute at apex. Female: posterior margins of gonocoxites 8 straight; basal half of laterotergites 9 convex with a callus at median margin (Fig. 10F).

Comments. The exam of the male holotypes of *N. naspira* and *N. subrotunda* allow to say they are conspecific.

Material examined:

Raphigaster naspirus Dallas, 1851 Holotype male (1♂ - BMNH) with labels: a) Type /40 6 26 629 b) *Raphigaster naspirus*. *Nezara subrotunda* Breddin, 1908 Holotype (1♂ - DEI) with labels: a) Holotype b) Eritrea Asmara coll. Breddin Typus c) *Nezara subrotunda* ♂ Type! Bredd. d) G. Schmitz det. 1982 ♂ *Nezara naspira* Dallas, 1851? **ETHIOPIA:** Afro, Jim Goodyear, 15.VI.1974, (1♂1♀-NMNH); **CAMEROON:** Baigom(reg. Bamoun), (1♀ - MNHN); Dschang, (1♂ - MNHN); Mts Bambouto, 2300-2500m, P. Lapesme; R. Paulian; A. Villiere, VII.1939, (1♂ - MNHN); Dsachang, 1949, (1♀ -MNHN); Dschang. (1♀ - MNHN). **SUDAN:** Gilo., A.L. Armstrong, 23-

27.IV.1980, (1♂ - NMNH). **KENYA**: Nairobi (B.E.A.), G.B., III.1913, Muséum Paris 1932, G.Babault (1♀ - MNHN); Naivasha (Kenya Colony), H.J. Allen Turner, 1935, Kenya Natl. Mus. Exchange – (1♀-1♂- NMNH); Nairobi (B.E.A.), G.Babault, (1♂- MNHN). **CONGO**: Medje 27°15' E: 2°25'N, Lang & Chapin Collectors, VII.1914 (1♀ - AMNH); Medje, 27°15'E : 2° 25'N, Lang & Chapin, VII.1914, (1♂-AMNH); J.A. Slater Collection, (1♀ 2♂ - AMNH). **ZAMBIA**: Zambéze, Durand, 1882, 2333 82 J. Martin VI. [18]98, (1♀ - MNHN); Tanganyika, MPACA (R.P. Guillemé), R. Oberthur, 1898, (1♂ - MNHN). **UGANDA**: Kafu River nr. Hoila, Kampala Rr, S.A. Neave, 31.XII.1911, “type” female of *N. naspira* var. *flavocincta* Freeman (1♀-BMNH); Mpumu, M. Robertson, “type” male of *N. naspira* var. *fasciata* Freeman (1♂-BMNH); Mitiana, Entebbe, S.A. Neave, 9.I.1912, “type” female of *N. naspira* var. *fasciata* Freeman (♀-BMNH). **MALAWI**: Nyasaland, Mlange, S.A. Neave, 2.VI.1913, “type” female of *N. naspira* var. *flavocincta* Freeman (1♀-BMNH); Nyasaland, H.H. Stannus, 1911, “type” female of *N. naspira* var. *rufoguttata* Freeman (1♀-BMNH); Nyasaland, Mlange, S.A. Neave, 1.XII.1913 “type” male of *N. naspira* var. *maculata* Freeman (1♂- BMNH). **SOUTH AFRICA**: Transvaal Loius Trichardt, A.L. Capener, 20-30.XII.1956, Donation from J.A. Slater (1♂ - AMNH). Without data (1♂-MNHN).

***Nezara frontalis* (Westwood, 1837)**

(Fig. 1G, 2G, 3G, 5G-H, 7G-I, 9D-F, 10G, 12B, 13G, 16A, 17, 18)

Pentatoma frontalis Westwood, 1837: 37

Pentatoma capicola Westwood, 1837: 39

Pentatoma lata Westwood, 1837: 39

Pentatoma africana Westwood, 1837: 39

Rhaphigaster capicola; Dallas, 1851: 276

Nezara capicola; Stål, 1865: 195; Distant, 1900: 813.

Nezara frontalis; Kirkaldy, 1909: 116; Freeman 1940: 369-370

Nezara frontalis var. *rufopunctata* Freeman, 1940 :370

Diagnosis. Thorax: ostiolar ruga long, but shorter than in *N. orbiculata*, anterior margin curved, apex pointed (Fig. 13D). Abdomen: urosternites with black maculae, diameter shorter than spiracles, as in *N. orbiculata*. Male: ventral rim of pygophore with

brims developed towards middle, not continuous at mid line, and forming a deep concavity there (Fig. 2G), character exclusive for this species; paramere trilobate, lobes rounded and slightly developed. Female: posterior margins of gonocoxites 8 straight; basal half of laterotergites 9 laterally concave and medially convex (Fig. 10G); ductus receptaculi, after vesicular area, longer than three times the length of pars intermedialis (Fig. 12B), shared with *N. orbiculata* and *N. soror*.

Material examined:

SOUTH AFRICA: Johannesburg, A.L. Capener, 5.II.1958, Donation from J.A. Slater Collection, (1♀ -AMNH); Port Elizabeth, Dr. Martin., P.Simon, 1912, (1♂-MNHN); Letaba Valey, Tzannen dist., A.L. Capener, 20.XII.1958, Donation from J.A. Slater Collection, (1♀ -AMNH); Grahamstown, J.M.McGoug, 3.I.1949, (1♀ - NMNH); Steynsburg (Colonie du Cap), R.Ellenberger, 1915, (1♀ - MNHN); Cape Town, (1♂-MNHN); Cape Province: Swellendam, II.1932, R.E. Turner, “type” male of *Nezara frontalis* var. *rufopunctata* Freeman, Brit. Mus. 1932-145 (1♂ -BMNH); Van Reenen [KwaZulu] Natal, III.1896,, Brit. Mus. 1926-40, (1♂-BMNH); Afrique, Delalande – *Nezara capicola* West.– (1♀ - MNHN); without data (1♂-MNHN).

***Nezara orbiculata* Distant, 1890**

(Fig. 1H, 2H, 3H, 5I-J, 7J-L, 10H, 12C, 13A, 13D, 16B, 17, 18)

Raphigaster o Signoret, 1858: 288 (not available)

Nezara o; Stål, 1865: 197; 1876: 91; Kirkaldy, 1909: 116; Schouteden, 1909: 60; Freeman, 1940: 371; Linnavuori, 1975: 102, 1982: 139

Nezara orbiculata Distant, 1890: 476; Freeman, 1940: 371; Varshley, 1964: 416; Orian, 1965: 28

Diagnosis: Thorax: basal third of corium convex, surpassing the imaginary line tangential to humeral angles (Fig. 13A2), shared with *N. soror*; ostiolar ruga long, anterior margin curved, apex pointed (Fig. 13D). Abdomen: urosternites with black maculae, diameter shorter than spiracles, as in *N. frontalis*; median tubercle of third urosternite well developed attaining mesocoxae (Fig. 13A), character exclusive of this species, but also present in some species of *Chinavia*. Male: ventral rim of pygophore with brims developed towards middle, continuous at mid line (Fig. 2H), shared with *N.*

naspira and *N. mendax*; paramere trilobate, lobes well developed. Female: posterior margins of gonocoxites 8 straight; longitudinal sutures of gonocoxites 8 absent (Fig. 10H), condition exclusive to this species; basal half of laterotergites 9 laterally concave and medially convex; ductus receptaculi, after vesicular area, longer than three times the length of pars intermedialis (Fig. 12C), shared with *N. frontalis* and *N. soror*.

Material examined:

Nezara orbiculata Distant, 1890 Holotype female (1♀ - BMNH) with labels: a) Type H. T. b) *orbiculata* Dist c) R. Junbaja d) R. Aramoni (Bonni). **CAMEROON**: Doume, M.Cazal, 1930, (1♀ - NMNH); Batouri District., Lat. 3,45 N. Long. 13,45 E, F.G.Merfield, 1-30.III.1936, compared with type (1♀ - BMNH); **CONGO**: BDS, Pemfu, R.P. de Beer, III.1945, (1♂ - NMNH); Français, Rég. Du Haut-Ivindo (Affl. Ogoqué), (Dr. J. Gravot), 1906, Cape. Cottes, (1♂ - NMNH); Risimu, 26° 45' E : 1° N, Lang & Chapin, 18.IX.1909, *Nezara orbiculata* Det. J.C.Lutz, (1♂ - AMNH); Medje, 27° 15' E : 2° 25' N, Lang & Chapin, VII.1914, (1♂1♀ - AMNH); Medje, 27° 15' E : 2° 25' N, Lang & Chapin, VII.1910, (1♀ - AMNH); Medje, 27° 15' E : 2° 25' N, Lang & Chapin, VI.1914, (1♀1♂ - AMNH); **ANGOLA**: compared with type (1♂ - BMNH); Lamaboke, Centrafrique, P. Teocchi, 19.VII.1969, (1♂ -NMNH).

***Nezara soror* Schouteden, 1905**

(Fig. 1I, 2I, 3I, 5K-L, 10I, 12D, 16C, 17, 18)

Nezara soror Schouteden, 1905: 53; Kirkaldy, 1909: 117; Freeman, 1940: 361; Cachan, 1952: 443

Nezara soror var. *flava* Freeman, 1940: 362; Cachan, 1952: 445

Nezara soror n. var. Cachan, 1952: 445

Diagnosis: Thorax: basal third of corium convex, surpassing the imaginary line tangential to humeral angles, shared with *N. orbiculata*; ostiolar ruga long, anterior

margin curved, apex pointed (Fig. 13D). Abdomen: urosternites with well developed black maculae, diameter wider than spiracles. Male: ventral rim of pygophore with brims developed towards middle, not continuous at mid line (Fig. 2I); paramere trilobate, one lobe in sagittal plan, resulting in a bilobate paramere when observed in posterior view, as in *N. mendax*. Female: posterior margins of gonocoxites 8 straight; basal half of laterotergites 9 laterally concave and medially slighted convex; ductus receptaculi, after vesicular area, longer than three times the length of pars intermedialis (Fig. 12D), shared with *N. frontalis* and *N. orbiculata*.

Material examined:

MADAGASCAR: Frappa, 1930 (in cotton), (1♂ - MNHN); Frappa, 1930 (in vanilla), (1♀ - MNHN); Region Boisée de la cote Est Manan'jary, CH, Alluaud, 01.III.1901 (1♂ - MNHN); Tananarive, R, Decary, III.1921 (1♀ - MNHN); Foret Tanala Reg. De Ronomafana Andranomafana, CH, Alluaud, 01.III.1901 (1♀ - MNHN); G, Fallou 259-95, (1♀ - MNHN); Est Régions de Tamatave Andevorante et Befroma, (1♂ - MNHN).

***Nezara immaculata* Freeman, 1940**

(Fig. 1J, 2J, 3J, 5M-N, 9G-I, 10J, 12E, 16D, 17, 18)

Nezara immaculata Freeman, 1940: 364

Diagnosis: Thorax: transverse parallel lines of punctures on pronotum present, shared with *N. niemensis* and *N. robusta*; ostiolar ruga auriculate, conspicuous. Abdomen: black maculae of urosternites always absent; margins of conexivum with red band, sometimes extended along margins of corium and pronotum, shared with *N. robusta* and *N. immaculata*. Male: ventral rim of pygophore with brims reduced, not continuous at mid line, with a bifid projection (Fig. 2J), as in *N. robusta*; paramere trilobate, median lobe carinate (Fig. 2J), as in *N. robusta*. Female: posterior margins with gonocoxites 8 straight; basal half of laterotergites 9 laterally concave and medially convex.

Material examined:

Nezara immaculata Freeman, 1940 Holotype male (1♂ - BMNH) with the labels: a) C. Abyssinia Lake Zwai May.1914 O. Kovacs b) Brit. Mus. 1923-306 c) Holotype. **ETHIOPIA:** C. Abyssinia: Lake Zwai., O. Kovacs, V.1914, Brit. Mus. 1923-306, Paratype (1♀ - BMNH); **KENYA:** Brit. E. Afr., Aberdare Mts 7000 to 8500ft., E. foot & slopes, S.A. Neave, 24-27.II.1911, Brit. Mus. 1911-177, Paratype (1♂ - BMNH); Embu dist., Dr. Leakey, Kenya Natl. Mus. Exchange, (1♀ - NMNH).

***Nezara robusta* Distant, 1898**

(Fig. 1K, 2K, 3K, 5O-P, 10K, 12F, 13H, 16E, 17, 18)

Nezara robusta Distant, 1898: 307; Kirkaldy, 1909: 121; Freeman, 1940: 362

Nezara robusta var. *virescens* Freeman, 1940: 363

Nezara robusta var. *thoracica* Freeman, 1940: 363

Diagnosis. Thorax: transverse parallel lines of punctures on pronotum present, shared with *N. niamensis* and *N. immaculata*; ostiolar ruga auriculate, conspicuous. Abdomen: margins of conxivum with red band, sometimes extended along margins of corium and pronotum, shared with *N. niamensis* and *N. immaculata*. Male: ventral rim of pygophore with brims reduced, not continuous at mid line, with a bifid projection (Fig. 2K), as in *N. immaculata*; paramere trilobate, median lobe carinate (Fig. 2K), as in *N. immaculata*. Female: posterior margins with gonocoxites 8 straight; basal half of laterotergites 9 laterally concave and medially convex.

Material examined:

Nezara robusta Distant, 1898 Holotype female (1♀ - BMNH) with labels: a) Type H.T. b) *robusta* Dist c) Salisbury Mashonaland (S. Marshall) d) Distant Coll. 1911-383. **CONGO:** (Dem. Republic of The), Nyasaland: Kambove, Neave, 3.IV.1907, "type" of *Nezara robusta* var. *thoracica* Freeman (1♀ - BMNH); **TANZANIA:** Tanganyika, Ilonga I.A.D. Robertson, 17.X.1967 (1♀ - BMNH); Lake Rukwa Area, 3700 ft., D.G. MacInnes (Kenya Nati. -Mus.Exchange) (1♀ - NMNH); Kilossa, T.T., Loveridge (1♀ - AMNH). **MALAWI:** Nyasaland, Dedza, 5300ft, Dr. G.A.K. Marshall, VIII.1929 (in

Dracaena) (1♂ - BMNH); Nyasaland, Zomba Plateau, A. Loveridge, 2-12.IX.1948 (1♀ 1♂ - AMNH). **ZIMBABWE**: Umtali, Distant, 1911 (1♀ - BMNH).

***Nezara niamensis* (Distant, 1890)**

(Fig. 10L, 12G, 16F, 17, 18)

Zangis niamensis Distant, 1890: 57

Nezara niamensis; Kirkaldy, 1909; Freeman, 1940: 365

Diagnosis. Thorax: transverse parallel lines of punctures on pronotum present, shared with *N. niamensis* and *N. immaculata*; ostiolar ruga auriculate, conspicuous. Abdomen: margins of conexivum with red band, sometimes extended along margins of corium and pronotum, shared with *N. robusta* and *N. immaculata*. Female: posterior margins with gonocoxites 8 straight; basal half of laterotergites 9 laterally concave and medially convex (Fig. 10L).

Material examined:

Zangis niamensis Distant, 1890 Holotype female (1♀ - BMNH) with labels: a) Type b) *niamensis* Dist c) Niam-Niam Bohndorff d) Distant Coll. 1911-383. **CAMEROON**: Baigom (reg. Pamount), (2♀ - MNHN); Carayon, 1947 (1♀ - MNHN). **CONGO**: Faradje, 29°40' E 3°40'N, Lang & Chapin, 1913, (1♀ - AMNH). **UGANDA**: Tororo, C.C. Parodey, 18.XII.1910, *Acrosternum niamensis* Det. B.Uvarov (1♀ - BMNH).

Species *Insertae sedis*

***Nezara congo* Schouteden, 1905.**

Nezara congo Schouteden, 1905: 54-55; Kirkaldy, 1909: 116; Freeman 1940: 371.

Holotype: Congo.

Comments: the holotype was not found. Freeman (1940) treated as a valid species but also did not examine the type, and no one specimen of *N. congo* was

included in his study. Schoutenden's description says that the pronotum and scutellum are transversely rugose as in *N. niamensis*.

***Nezara paradoxa* Cachan, 1952**

Nezara paradoxus Cachan, 1952: 445

Holotype: Madagascar Centre, Tananarive (Cachan) (1♂ - MNHN).

Comments: the holotype was not found and Cachan's description do not permit to recognize this species as a distinct taxon within *Nezara*.

***Nezara indica* Azim & Shafee, 1978**

Nezara indica Azim & Shafee, 1978: 510.

Holotype female: India, Uttar Pradesh, Aligarh, University Botanical Garden, on *Trifolium alexandrinum* Linn., 20.VIII.1976. (M. Nayyar Azim). Paratypes: 5♀ (Same data as for holotype).

Comments: According to original description this species is similar to *N. similis*, differing by the long abdominal median tubercle surpassing metacoxae. Another character mentioned is the presence of a tranverse impunctate band on pronotum. We were not able to obtain specimens of *N. indica* to study and based on the characters described we conclude that this species do not share the synapomorphies of *Nezara*.

Cladistics

The analysis of parsimony resulted in one cladogram with 60 steps, consistence index (CI) of 0.81 and retention index (RI) of 0.89 (Fig. 17).

Monophyly of the genus *Nezara* (Clade B) was corroborated by eight synapomorphies, one from general morphology, three from female genitalia and four of male genitalia (Fig. 17): median tubercle on urosternite III present (7¹); posterior margin of urosternite VII escavate in "U" in females (Fig. 10b), well elevated in relation to the placement of genital plates (11¹); basal half of laterotergites 9 concave (13¹); processes of capsula seminalis subcylindrical, rhomboid at apex (18²); hairy region of the infolding of ventral rim of pygophore forming a simple band (24¹); cup like sclerite well sclerotized and elevated, occupying one third the diameter of pygophore, the anterior

limit not fused to the infolding of ventral rim (25¹); secondary gonopore process of phallus less than one third the gonopore diameter (33¹), and diameter of processus capitati at least three times larger than dorsal connective diameter (34¹). Six synapomorphies of eight are exclusive to the genus *Nezara* among Pentatominae, and increase the support and number of diagnostic characters of the genus (Schwertner 2005)

A basal dichotomy (Fig. 17) splits the oriental (Clade C) from afrotropical species (Clade D). Clade C include *N. viridula*, *N. antennata* and *N. yunnana*, which share two synapomorphies: concave areas (1+1) on gonocoxites 9 present (15¹, Fig. 10A-C), and gonapophyses 8 with median longitudinal calloused band (29¹, Figs. 4C-H, 6C, D, F, I). A hypothesis of relationship among species of clade C, based on the characters analysed here, was not possible. Kon *et al.* (1988) and Kon *et al.* (1993) studied interspecific mating behaviour in *N. antennata* and *N. viridula*, evidencing the proximity of these species. However, for *N. yunnana* these data are still unknown, which make unapplicable the use of those characters in a cladistic analysis.

Clade D is supported by green hemelytral veins present (6¹), a derived state found in all taxa of this clade.

Clade E shares three derived states: ventral rim of pygophore with brims developed towards middle of ventral rim, continuous or not at mid line (22², Fig. 2E-I), state changed on clade J where the brims are reduced, not continuous at mid line, with a bifid projection (22³, Fig. 2J-K); infolding of dorsal rim of pygophore with hairy region divided in two lobes of similar size (24², Fig. 13G), state changed on clade H where the hairy region is divided in two lobes, one of them extending towards the internal wall of genital cup (24³, Fig. 13H); paramere trilobate was the only exclusive synapomorphy shared by all taxa of this clade (26², Fig. 2E-K), what could explain the weak Bremer support of clade E.

Clades G and H are defined by two synapomorphies each, characters from male genitalia. Clade G was supported by parameres with serrulate tegumentar microsculptures (31¹, Fig. 7I,L); median projection of ventral margin of phallosome present (32¹, Fig. 9E,C,F,I). Clade H was supported by infolding of dorsal rim of pygophore with hairy region divided in two lobes, one of them extending towards the internal wall of genital cup (24³, Fig. 13H); paramere with elliptical area (30¹, Fig. 5I).

Clade I, corresponding to *N. orbiculata* + *N. soror*, shares two derived states of general morphology characters: basal third of corium convex, surpassing an imaginary

line tangential to humeral angles (2^1 , Fig. 13A2); connexival segments IV to VII exposed in dorsal view (8^1 , Fig. 13A2).

Clade J including *N. immaculata*, sistergroup of *N. robusta* + *N. niamensis* shares five synapomorphies, two from general morphology and three from male genitalia: lines of punctures on pronotum present (1^1); margins of body with red band; ventral rim of pygophore with brims reduced, not continuous at mid line, with a bifid projection (22^3); superior process of dorsal rim of pygophore reduced or absent (23^3); paramere with median lobe carina (27^1). Support of clade J was given by characters of general morphology (1^1 , 10^1) and the derived state of the character 20^2 (internal wall of ductus receptaculi with sinuosity, not dilated), considering that the males of *N. niamensis* were not available in this study.

Clade K formed by *N. robusta* + *N. niamensis* is supported by gonapophyses 8 which median longitudinal calloused band on posterior margin (21^1).

Nine characters and 12 states showed ambiguous reconstruction, five from general morphology (3^1 , 3^2 , 3^3 , 4^1 , 9^2), five from female genitalia (14^1 , 16^2 , 17^1 , 19^1 , 20^1), and two from male genitalia (23^1 , 23^2). Female characters 16^2 , 17^1 and 20^1 had more than one explanation, due to missing data (females of *N. similis* and *N. mendax* were not dissected). Character internal wall of ductus receptaculi has the state 20^2 (with sinuosity, not dilated) as a synapomorphy to clade J, however the state 20^1 is ambiguous. Both multistates characters 14 and 23 when optimized with ACCTRAN are synapomorphies to *Nezara* (Clade B); using DELTRAN option, derived states appear as synapomorphies to clades C (oriental species) and D (afrotropical species). Therefore, characters 14 and 23 represent possible synapomorphies to clades C and D, respectively.

The morphology of genitalia offers valuable exclusively derived characters in generic or suprageneric cladistics studies (Grazia 1997; Barcellos & Grazia 2003; Fortes & Grazia 2005; Schwertner 2005) representing half or more the synapomorphies found, with the prevailing of male characters. In taxonomic studies, the morphology of genitalia is extensively used due to the variability of the structures. Male structures are more susceptible to female selective pressure, being more divergent in closely related species than non sexual characters (Eberhard 1985; Eberhard 2004).

In *Nezara*, morphological characters of genitalia, specially on males, showed the best congruence and phylogenetical signal. Female characters were important to define basal synapomorphies of *Nezara*, being present on clade B, and indicating to be more

conservative structures of the analysed taxa. S.E.M. characters of the parameres were important to establish relationship among species.

Biogeography

Biogeographical scenarios concerning the evolution of *Nezara* species were obtained by substituting the name of the species for the geographical distribution in the resulted cladogram (Fig. 18B). In order to avoid relationship inferences among taxa (and its areas) with low support, branches with Bremer support less than 2 steps were collapsed.

Dispersal and vicariance are often considered competing hypotheses in historical biogeography. Disjunct distribution patterns can be explained either by fragmentation of widespread ancestors due to vicariant (isolating) events or by dispersal across a preexisting barrier (Sanmartín & Ronquist 2004). Today, historical biogeography considers dispersal, vicariance, and extinction as processes equally responsible to affect distribution (Posadas *et al.* 2006). Considering the difficulties to test dispersal and extinction hypotheses (Morrone & Crisci 1995), they were assumed as secondary events to understand the present-day distributional patterns of *Nezara* species.

It has been accepted that taxa with similar distributional patterns, and congruent relationship among areas, share a common history as a result of geographical isolation events (Nelson & Paltinick 1981). However, the biogeographical history of many Gondwanan groups is not a simple story of vicariance, as trans-oceanic dispersal has often played an important role in archiving present-day distributions (Volker & Outlaw 2008; Boyer & Giribet 2007; Fuller *et al.* 2005; Sanmartín & Ronquist 2004; Briggs 2003). The inclusion of a temporal perspective in the comparison of taxa distribution patterns, through the definition of Cenocrons, sets of taxa that share the same biogeographic history, constituting identifiable subsets within a biotic component by their common biotic origin and evolutionary history (Morrone 2009), is an important process in the search for biogeographic patterns. Donoghue & More (2003) emphasized the necessity to consider divergence times of lineages in biogeographical studies in order to avoid inference of patterns produced by pseudo-congruence.

The localities of *Nezara* species occurrence are strictly associated with rain forests (Fig. 18A) which probably indicates that the genus evolution took place in hot and humid environments. We could assume that the limits of its distribution have been associated with the evolution of the tropical rain forests along the history of tectonic

plates, agreeing to the scenario proposed by Morley (2000) to megathermal angiosperms.

Nezara first cladogenetic event was the basal split of *N. viridula*, *N. antennata* and *N. yunnana* (Clade C) from the African clade (Fig.17, clade D). A possible geological vicariant hypothesis associated to this event is the West Gondwana brake during mid Jurassic (~170 Ma) (Lawver *et al.* 2003), resulting the drift of the African plate from India-Madagascar plate. Grimaldi & Engel (2005), based in most ancient fossil records estimated that the Pentatomomorphan basal families probably have its origin in late Jurassic (161-145 Ma), and that the Pentatomoidea most basal families did not appear before Cretaceous (145 Ma). According to Grazia *et al.* (2008), the family Pentatomidae is one of the most derived clades within Pentatomoidea.

Oldest known fossils represent minimum ages estimates (Heads, 2005). Beside the minimum fossil ages of Pentatomoidea may not represent absolute estimates related to the origin of the taxon, to suppose that *Nezara* ancestral have had a wide distribution in West Gondwana (<160 Ma) is a low supported hypothesis. It would imply that the basal split of *Nezara* would have happened 30 Ma before Pentatomoidea oldest fossil record. Also, a strictly vicariant hypothesis, with that assumption of a wide distributional area of *Nezara* ancestral, to eastern of West Gondwana would imply that *N. soror*, endemic of Madagascar, if originated by the gondwanic breakup between India and Madagascar, would be more related to Oriental clade than to African species, which would have been splitted from India-Madagascar in 158-160 Ma (Briggs 2003; Lawver *et al.* 2003).

Cladistic analysis results in strong support to *N. soror* inclusion on African clade, an eastern Madagascar (rain forests) endemic species (Fig.18B). This occurrence could be associated to a dispersal event after gondwanic breakup. Increasing of rain forests areas in African southeast along Eocene (54 Ma) through Oligocene (33 Ma) (Morley 2003) could have favoured the distribution of *Nezara* to southeastern parts of Africa, increasing the chances of a dispersal event to Madagascar. The increasing of rain forests areas also could explain the endemic distribution of *N. frontalis* in southern Africa (Fig. 18B). Fuller *et al.* (2005) proposed an afrotropical origin to *Braunsapis* (Hymenoptera, Apidae), with at least two dispersal events to Madagascar, with estimated times of 13 Ma and 2-3 Ma, rejecting vicariant hypothesis to explain the distributional pattern, considering that the genus would be more ancient than the tribe Allodapini, to which it belongs.

According to Briggs (2003), based on stratigraphical, paleomagnetic and paleontological data, India and Africa were more related biogeographically to each other than was supposed. A great amount of faunal exchanges could have occurred among India, Africa and Madagascar while the Indian plate drifted towards Eurasia. This hypothesis fits with the *Nezara* ancestral basal split being associated with a dispersal event favoured by the drop in sea level in the late Cretaceous (Hallan, 1992 apud Briggs 2003), exposing continental shelves and decreasing distances among landmasses.

The *Nezara* African species have been registered mainly in rain forests, the majority of them has few records, difficulting the inference of current distribution to possible vicariant or dispersal events. African species occurrence areas could be associated with some of the chorotypes proposed by Biondi & D'Alessandro (2006), or the endemic areas of Linder (2001): *N. similis* with occurrence in Afro-Equatorial chorotype and endemic to Lower Guinea Centre; *N. mendax* with occurrence in Northern-Eastern Afrotropical chorotype; *N. naspira* related to Afro-Intertropical chorotype; *N. frontalis* restricted to Southern African chorotype; *N. orbiculata* and *N. niamensis* with occurrence in Afro-equatorial chorotype, with some more eastern distributional localities, or endemic to Lower Guinea Centre and Kiuu; *N. immaculata* with occurrence in Northern-Eastern Afrotropical chorotype, and *N. robusta* restricted to south of Central Afrotropical chorotype. Distributional patterns proposed by Biondi & D'Alessandro (2006), to the beetle genus *Chaetocnema* Stephens, with strict association with moist environments and montane grasslands, show more congruence with the African species of *Nezara* than the areas proposed by Linder (2001).

The clade including *N. viridula*, *N. antennata*, and *N. yunnana* was denominated Oriental because two species predominantly occur in the Oriental area. *N. yunnana* occurs in the north of India, and farther west of China, bearing the type locality for Longdao (Duanli – China), and *N. antennata* occurs in China, South and North Korea, India, Philippines, Sri Lanka, and Japan (Rider 2006). *N. viridula* is cosmopolitan occurring in all biogeographical areas, except Antarctica (DeWitt & Godfrey 1972).

Nezara viridula was described of India (Linnaeus 1758). The first record to Neotropical Region was made by Fabricius (1798), to West Indies. Other records to the neotropics included Jamaica, St. Domingo, and Venezuela (Amyot & Serville 1845), while Jones (1988) registered to Japan, and Clark (1992) mentioned that the first record to Australia was made by Froggat in 1916. The distributional area of *N. viridula* is still

expanding (Todd 1989; Aldrich 1990; Clarke 1992) as a result of commercial and agricultural expansion (Jones 1988; Todd 1989; Meglic *et al.* 2001). More recently, the expansion in the distribution of this species was related to the global warming (Musolin and Numata 2003; Musolin 2007; Yukawa *et al.* 2007).

Based in the analysis of the distributional areas and frequencies of the polymorphic types, Yukawa & Kiritani (1965) proposed the origin of *N. viridula* for the southwest Asia. According to Jones (1988), these authors had only considered polymorphic types of restricted areas. Jones (1988), based on the distribution of *Nezara* species, color polymorphs and egg parasitoid complexes, considered the origin of *N. viridula* as Ethiopic. Hokkanen (1986) got to the same conclusions based on color polymorphs, parasites and ecological characteristics. More recently, Kavar *et al.* (2006) sequenced 16S and 28S rDNA, cytochrome b and cytochrome c oxidase subunit I gene fragments and random amplified polymorphic DNA (RAPD) analysis from geographically separated sampling locations (Slovenia, France, Greece, Italy, Wood, Japan, Guadeloupe, Galapagos, California, Brazil and Botswana). The results support the African (Botswanian specimen) origin of *N. viridula*, followed by dispersal to Asia and, more recently, by expansion to Europe and America. They also suggested that the African and non-African gene pools have been separated for 3.7- 4 Ma, through the estimative of the divergence times using the standard insect molecular clock of 2.3% pairwise divergence per million years.

Based on the resulted cladogram (Fig. 18B), two possible explanations for the original area of *N. viridula* could be formulated: 1) the species had its origin in the Oriental area, from the ancestral of the Oriental clade (*N. viridula*, *N. antennata* and *N. yunnana*), with a posterior expansion from Asia to African continent, or 2) a basal lineage of the Oriental clade with northeastern African distribution that dispersed to Indian plate in Eocene, originating the ancestral of *N. yunnana* and *N. antennata*; in this case, the remnant African population gave origin to *N. viridula*, which subsequently expanded to Asia.

However, none of the explanations above mentioned has sufficient support. A more comprehensive study, including molecular data, pheromones and sound communication of all species included in the Oriental clade (Fig. 17, clade C), and if possible, including at least some of the African species, will be crucial to establish the relationships of clade C and the recognition of a possible ancestral area for *N. viridula*.

In conclusion, *Nezara* distributional pattern is in accordance with Amorim & Tozoni (1994) hypothesis of a “Tropical Gondwanaland” corroborating the sistergroup relationship of Afrotropical + Madagascar with Índia + Himalaia + Oceania + southeastern Australia. The presence of gondwanic elements in Japan (as *N. antennata* in this paper) was assumed as a case of individual dispersal (Amorim & Tozoni 1994). However, the possible dispersal events here referred could not fit to trans-oceanic dispersal concept expressed in literature (see Queiroz 2005). If the Indian plate were related to African plate along its drift (Briggs 2003), considering the proximity among them or the presence of ocean bridges, these events could be related with the increasing in the distributional areas across weak geographic barriers to *Nezara*.

Literature Cited

- Aldrich, J.R., Lusby, W.R., Kochansky, J.P. & Lockwood, J.A. (1987) Pheromone strains of the cosmopolitan pest, *Nezara viridula* (Heteroptera: Pentatomidae). *Journal Experimental Zoology*, 244, 171-175.
- Aldrich, J.R., Numata, H., Borges, M., Bin, F., Waite, G.K. & Lusby, W.R. (1993) Artifacts and pheromone blends from *Nezara* spp. and other stink bugs (Heteroptera : Pentatomidae). *Zeitschrift für Naturforschung (ser: C)*, 48, 73-79.
- Amorim, D.S. & Tozoni, S.H.S. (1994) Phylogenetic and biogeographic analysis of the Anisopodoidea (Diptera, Biobionomorpha) with an area cladogram for intercontinental relationships. *Revista Brasileira de Entomologia*, 38(3/4), 517-543.
- Amyot, C. J. B. & Serville, J. G. A. (1843) *Histoire naturelle des insectes. Hémiptères*. Paris, Fain et Thunot, 675pp.
- Amyot, C.J.B. (1845) Rhynchotes. *Annales de la Société Entomologique de France*, 14, 387-398.
- Azim, M.N. & Shafee, S.A. (1979) Indian species of the genus *Nezara* Amyot and Serville (Hemiptera: Pentatomidae). *Journal of the Bombay Natural History Society*, 75 (2), 507- 511.
- ArcView[®] 3.2 Esri (1999) GIS Environmental Systems Research Institute, Inc., California.
- Atkinson, E.T. (1888) Notes on Indian Rhynchota, Heteroptera. *Journal of the Asiatic Society of Bengal*, 4(57), 118-184.
- Baker, A.D. (1931) A study of the male genitalia of Canadian species of Pentatomidae. *Canadian Journal Research*, 4, 148-220.
- Bao-ying, Q.I., Walter, G.H. & O'Toole, A.H. (2000) Structural incompatible – an investigation on microstructures of genitalia of *Nezara viridula* (Heteroptera: Pentatomidae) from Australia and Slovenia. *Journal of Inner Mongolia Normal University*, 29(1), 48-54.
- Barcellos, A. & Grazia, J. (2003) Cladistics analysis and biogeography of *Brachystethus Laporte* (Heteroptera, Pentatomidae, Edessinae). *Zootaxa*, 256, 1-14.
- Bergroth, E. (1914) Notes on some genera of Heteroptera. *Annales de la Société Entomologique de Belgique*, 58, 23-28.

- Biondi, M. & D'alessandro, P. (2006) Biogeographical analysis of the flea beetle genus *Chaetocnema* in the Afrotropical Region: distribution patterns and areas of endemism. *Journal of Biogeography*, 33, 720-730.
- Boyer, S.L. & Giribet, G. (2007) A new model Gondwanan taxon: systematics and biogeography of the harvestman family Pettalidae (Arachnida, Opiliones, Cyphophthalmi), with a taxonomic revision of genera from Australia and New Zealand. *Cladistics*, 23, 337-361.
- Bredden, G. (1908) Zwei neue *Nezara*-Arten (Rhynchota, Heteroptera). *Societas Entomologica*, 23, 68-69.
- Bremer, K. (1994) Branch support and tree stability. *Cladistics*, 10(3), 295-304.
- Briggs, J.C. (2003) The biogeographic and tectonic history of India. *Journal of Biogeography*, 30, 381-388.
- Cachan P. (1952) Les Pentatomidae de Madagascar (Hémiptères, Hétéroptères). *Mémoires de L' Institut Scientifique de Madagascar (ser. E.)*, 1, 231-462.
- Campos, L. & Grazia, J. (2006) Análise cladística e biogeografia de Ochlerini (Heteroptera, Pentatomidae, Discocephalinae). *Iheringia (Série Zoologia)*, 96(2), 147-163.
- Cassis, G. & Gross, G.F. (2002) Hemiptera: Heteroptera (Pentatomomorpha). In: Houston, W.W.K. & Wells, A. (Eds.), *Zoological Catalogue of Australia. Vol. 27.3B*. Melbourne, CSIRO Publishing, 737pp.
- Cassis, G. & Vanags, L. (2006) Shield bugs of Australia (Insecta: Heteroptera: Scutelleridae): generic conspectus, new species, host plants and classification. *Denisia*, 19, 275-398.
- Clarke, A.R. (1992) Current distribution and pest status of *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae) in Australia. *Journal of the Australian Entomological Society*, 31, 289-297.
- Čokl, A., Virant-Doberlet, M. & Stritih, N. (2000) The structure and function of songs emitted by southern green stink bugs from Brazil, Florida, Italy and Slovenia. *Physiological Entomology*, 25(2), 196-205.
- Costa, A. (1884) Notizie ed osservazioni sulla geo-fauna Sarda. Memoria Terza. Risultamento delle ricerche fatte in Sardegna nella estate del 1883. *Atti della Reale Accademia delle Scienze Fisiche e Matematiche di Napoli*, (2)1, 1-64.
- Dallas, W.S. (1851) *List of the specimens of hemipterous insects in the collection of the British Museum*. London, British Museum, 592pp.

- DeWitt, N.B. & Godfrey, G.L. (1972) The literature of arthropods associated with soybeans. II. A bibliography of the southern green stink bug *Nezara viridula* (Linnaeus) (Hemiptera: Pentatomidae). *Illinois Natural History Survey*, 78, 1-23.
- Distant, W.L. (1880) Insecta. Rhynchota. Hemiptera-Heteroptera. *Biologia Centrali-Americana*, 1 (14), 462.
- Distant, W.L. (1890) Ethiopian Rhynchota in the collection of the Brussels Museum. *Annales de la Société Entomologique de Belgique*, 34, 51-59.
- Distant, W.L. (1898) Rhynchota from the Transvaal, Mashonaland, and British Nyasaland. *Annals and Magazine of Natural History*, (7) 2, 294-316.
- Distant, W.L. (1900) Rhynchotal notes IV. Heteroptera: Pentatominae (part). *Annals and Magazine of Natural History* (7) 5, 386-397.
- Distant, W.L. (1901) Revision of the Rhynchota belonging to the family Pentatomidae in the Hope collection at Oxford. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 807-824.
- Distant, W.L. (1902) *The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Rhynchota I*. London, Taylor and Francis, 438pp.
- Donoghue, M.J. & More, B.R. (2003) Toward an integrative historical biogeography. *Integrative & Comparative Biology*, 43, 261-270.
- Dupuis, C. (1970) Heteroptera. In: S.L. Tuxen (Ed.) *Taxonomist's Glossary of Genitalia of Insects*. Copenhagen, Munksgaard, pp.190-208.
- Eberhard, W.C. (1985) *Sexual selection and animal genitalia*. Cambridge, Harvard University Press, 244pp.
- Eberhard, W. (2004) Rapid divergent evolution of sexual morphology: Comparative tests of antagonistic coevolution and traditional female choice. *Evolution*, 58(9), 1947-1970.
- Fabricius, J.C. (1775) *Systema entomologiae sistens insectorum classes, ordines, genera, species; adjectis synonymis, locis, descriptionibus et observationibus*. Kortii, Flensburgi et Lipsiae, 832pp.
- Fabricius, J.C. (1798) *Entomologia systematica emendata et aucta, secundum classes, ordines, genera, species, adjectis synonymis, locis, observationibus*. Supplementum. Hafniae, Proft et Storch, 572pp.
- Falling Rain Genomics, Inc. (2006) Global Gazetteer Version 2.1. Available from <http://www.fallingrain.com/world/> (accessed 15 March 2008).

- Fieber, F.X. (1861) Die europäischen Hemiptera Halbflügler (Rhynchota Heteroptera). *Nach der analytischen Methode bearbeitet*. Wien, Gerold, pp. 113-444.
- Fortes, N.D.F. de & Grazia, J. (2005) Revisão e análise cladística de *Serdia* Stål (Heteroptera, Pentatomidae, Pentatomini). *Revista Brasileira de Entomologia*, 49 (3), 294-339.
- Freeman, P. (1940) A contribution to the study of the genus *Nezara* Amyot & Serville (Hemiptera, Pentatomidae). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 90, 351-374.
- Fuller, S., Schwarz, M. & Tierney, S. (2005) Phylogenetics of the allodapine bee genus *Braunsapis*: historical biogeography and long-range dispersal over water. *Journal of Biogeography*, 32, 2135-2144.
- Gaedike, H. (1971) Katalogue der in der Sammlungen des ehemaligen Deutschen Entomologischen Institutes aufbewahrten Typen – V. *Beiträge zur Entomologie*, 21(1-2): 79-159.
- Gapud, V.P. (1991) A generic revision of the Asopinae, with consideration of its phylogenetic position in the family Pentatomidae and superfamily Pentatomoidea (Hemiptera-Heteroptera). *Philippine Entomologist*, 8, 865-961.
- Germar, E. F. (1838) Hemiptera Heteroptera promontorii Bonae Spei nondum descripta, quae collegit C. F. Drege. *Silbermann's Revue Entomologique* 5[1837], 121-192.
- Ghuri, M.S.K. (1972) Notes on the Hemiptera from Pakistan and adjoining areas. *Journal of Natural History*, 6, 279-288.
- Golobof, P., Farris, J.S., & Nixon, K. (2003) TNT: Tree Analysis Using New Technology 1.0. Available from <http://www.zmuc.dk/Public/Phylogeny/TNT/>
- Grazia, J. & Fortes N. D. F.. 1995. Revisão do gênero *Rio* Kirkaldy, 1909 (Heteroptera, Pentatomidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 39, 409-430.
- Grazia, J., Schuh, R.T. & Wheeler, W.C. (2008) Phylogenetic relationships of family groups in Pentatomoidea based on morphology and DNA sequences. *Cladistics*, 24, 932-976.
- Grazia, J. (1997) Cladistics analysis of the *Evoplitus* genus group of Pentatomini (Heteroptera, Pentatominae). *Journal of Comparative Biology*, 2, 115-129.
- Grant, T. & Kluge, A.G. (2004) Transformation series as an ideographic character concept. *Cladistics*, 20, 23-31.
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. (2005) *Evolution of the Insects*. Hong Kong, Cambridge University Press, 755.

- Gross, G.F. (1975-1976) *Plant-feeding and other bugs (Hemiptera) of South Australia. Heteroptera – Part I and II*. Adelaide, Handbook Flora Fauna South Australia. A. B. James, 501pp.
- Hasan, S.A & Kitching, I.J. (1993) A cladistics analysis of the tribes of Pentatomidae (Heteroptera). *Japanese Journal of Entomology*, 61, 661-669.
- Heads, M. (2005) Dating nodes on molecular phylogenies: a critique of molecular biogeography. *Cladistics*, 21, 62-78.
- Hokkanen, H. (1986) Polymorphism, parasites, and the native area of *Nezara viridula* (Hemiptera, Pentatomidae). *Annales Entomologici Fennici*, 52, 28-31.
- Horváth, G. (1889) *Analecta ad cognitionem Heteropterorum Himalayensium conscripsit. Természetráji Füzetek*, 12, 29-40.
- Horváth, G. (1903) Pentatomidae novae Extraeuropaeae. *Annales Musei Nationalis Hungarici* 1:400-409
- Illiger, C. (1807) *Fauna Etrusca sistens Insecta quae in Provinciis Florentina et Pisana praesertim collegit Petrus Rossius. Vol. 2. Iterum edita et annotatis perpetuis aucta, Helmstadii, Fleckeisen*, 511pp.
- Ishihara, T. (1950) The developmental stages of some bugs injurious to the kidney bean (Hemiptera). *Transactions of the Shikoku Entomological Society*, 1, 17-31.
- Jansa, S.A., Goodman, S.M. & Tucker, P.K. (1999) Molecular phylogeny and biogeography of the Native Rodents of Madagascar (Muridae: Nesomyinae): A Test of the Single-Origin Hypotheses. *Cladistic*, 15, 253–270.
- Jeraj, M. & Walter, G.H. (1998) Vibrational communication in *Nezara viridula*: response of Slovenian and Australian bugs to one another. *Behavioural Processes*, 44 (1), 51-58.
- Jones, W.A. (1988) World Review of the Parasitoids of the Southern Green Stink Bug, *Nezara viridula* (L.) (Heteroptera: Pentatomidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 81 (2), 263-273.
- Jones, W.A. & Powell, J.E. (1982) Potential for biological control of the southern green stink bug on soybeans. *Missouri Entomological Association Proceedings*, 1, 21-22.
- Kavar, T., Pavlovčič, P., Sušnik, S., Meglič, V. & Virant-Doberlet, M. (2006) Genetic differentiation of geographically separated populations of the southern Green Stink bug *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae). *Bulletin of Entomological Research*, 96, 117-128.

- Kirkaldy, G.W. (1908) Bibliographical and nomenclatorial notes on the Hemiptera. *Entomologist*, 8 (41), 123-124.
- Kirkaldy, G.W. (1909) *Catalogue of the Hemiptera (Heteroptera) with biological and anatomical references, lists of foodplants and parasites, etc. Vol. I. Cimicidae*. Berlin, 392pp.
- Klaus, S., Schubart, C.D. & Brandis, D. (2006) Phylogeny, biogeography and a new taxonomy for the Gecarcinucoidea Rathbum, 1904 (Decapoda: Brachyura). *Organisms, Diversity & Evolution*, 6, 199-217.
- Kuntner, M. (2006) Phylogenetic systematics of the Gondwanan nephilid spider lineage Clitaetrinae (Araneae, Nephilidae). *Zoologica Scripta*, 35 (1), 19-62.
- Lethierry, L. & Severin, G. (1893) *Catalogue Général des Hemiptères. Pentatomidae I*. Bruxelles, Musée Royal Historique Naturel de Belgique, 286pp.
- Leston, D. (1953) Pentatomoidea (Hemiptera): new species and synonymy. *Annals and Magazine of Natural History*, 8, 698-704.
- Linder, H.P. (2001) Plant diversity and endemism in sub-Saharan tropical Africa. *Journal of Biogeography*, 28, 169-182.
- Linnaeus, C. (1758) *Systema naturae per regna tria naturae secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis*. Lipsiae, Sumptibus Guilielmi Engelmann, 1824pp.
- Linnaeus, C. (1766) *Systema naturae per regna tria naturae secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis*. Editio duodecima, reformata. 1 (2), 533 – 1327.
- Linnavuori, R.E. (1972) Studies on African Pentatomoidea. *Arquivos do Museu Bocage*, 3 (15), 395-434.
- Linnavuori, R.E. (1975) Hemiptera Heteroptera of the Sudan with remarks on some species of the adjacent countries. Part 5. Pentatomidae. *Boletim da Sociedade Portuguesa de Ciências Naturais* (2)15, 5-128.
- Linnavuori, R.E. (1982) Pentatomidae and Acanthosomatidae (Heteroptera) of Nigeria and the Ivory Coast, with remarks on species of the adjacent countries in West and Central Africa. *Acta Zoologica Fennica*, 163, 1-176.
- Lawver, L.A., Dalziel, I.W.D., Gahagan, L.M., Martin, K.M. & Campbell, D.A. (2003) *The Plates 2003 Atlas of Plate Reconstructions (750 Ma to Present Day)*. Plates Progress Report, No. 280-0703, UTIG Technical Report, v. No.190, pp. 97.

- Lucas, H. (1849) L'histoire naturelle des animaux articulés de l'Algérie. *In: Exploration scientifique de l'Algérie pendant les années 1840, 1841, 1842* publiée par ordre du gouvernement et avec le concours d'une commission académique. Sciences Physiques. Zoologie. Hemiptera in vol. 3, 403 pp.
- McDonald, F.J.D. (1966) The genitalia of North American Pentatomoidea (Hemiptera: Heteroptera). *Quaestiones Entomologicae*, 2, 7-150.
- Miklas, N., Čokl, A., Renou, M., & Virant-Doberlet M. (2003) Variability of vibratory signals and mate choice selectivity in the southern green stink bug. *Behavioural Processes*, 61, 131-142.
- Meglič, V., Virant-Doberlet, M., Šuštar-Vozlič, J., Sušnik, S., Čokl, A., Mikla, N. & Renou, M. (2001) Diversity of the Southern Green Stink Bug *Nezara viridula* (L.) (Heteroptera: Pentatomidae). *Journal of Central European Agriculture*, 2 (3-4), 241-250.
- Morley, R.J. (2003) Interplate dispersal paths for megathermal angiosperms. *Evolution and Systematic*, 6, 5-20.
- Morrone, J.J. (2009) Evolutionary Biogeography, An Integrative Approach with Case Studies. Columbia University Press, New York. 304 pp.
- Mulsant, E. & Rey, C. (1866) Histoire naturelle des Punaises de France. *Annales de la Société Linnéenne de Lyon*, 13, 293-267.
- Musolin, D.L. & Numata, H. (2003) Timing of diapause induction and its life-history consequences in *Nezara viridula*: is it costly to expand the distribution range? *Ecological Entomology*, 28, 694-703.
- Musolin, D.L. (2007) Insects in a warmer world: ecological, physiological and life-history responses of true bugs (Heteroptera) to climate change. *Global Change Biology*, 13, 1565-1585.
- Nelson, G. & Platnick, N. (1981) *Systematics and biogeography: cladistics and vicariance*. New York, Columbia University Press, 567pp.
- Nixon, K.C. & Carpenter, J.M. (1993) On outgroups. *Cladistics*, (9), 413-426.
- Ninon, K.C. (2002) Winclada (BETA) ver. 1.00.08 Available from <http://www.cladistics.com/> Published by the Author, Ithaca, NY, USA
- Ohno, K. & Alam, M.Z. (1992) Hereditary basis of adult color polymorphism in the southern green stink bug, *Nezara viridula* Linné (Heteroptera: Pentatomidae). *Applied Entomology and Zoology*, 27, 133-139.

- Orian, A.J.E. (1965) A new genus of Pentatomidae from Africa, Madagascar and Mauritius (Hemiptera). *Proceedings of the Royal Entomological Society of London*, 34, 25-29.
- Palisot de Beauvois, A.M.J.F. (1805) *Insectes recueillis en Afrique et en Amérique, dans les royaumes d'Oware et de Benin, a Saint-domingue et dans les États-Unis pendant les années 1786-1797*. Imprimerie de Fain et Compagnie, Paris, Parts 1-2 : 1-40.
- Poe, S. & Wiens, J.J. (2000) Character selection and the methodology of morphological phylogenetics. In: Wiens, J.J. (Ed.) *Phylogenetic Analysis of Morphological Data*. Smithsonian Press, Washington, pp. 20-36.
- Puton, A. 1881. Synopsis des Hémiptères Hétéroptères de France. Vol. 2. Remiremont, 129pp.
- Queiroz, A. (2005) The resurrection of oceanic dispersal in historical biogeography. *Trends in Ecology and Evolution*, 20 (2), 68-73.
- Reiche, L. & Fairmaire, L. (1848) Voyage en Abyssinie. Ordre des Hémiptères. In: M. M. Ferret et Galinier, Paulin Libraire, Paris. [Parshley 1925, gives 1850 (1849) as date and pp. 259-532.
- Reuter, O.M. (1888) Synonymische revision der von den älteren autoren (Linné 1758-Latreille 1806) beschriebenen Palaearktischen Heteropteren. I. *Acta Societatis Scientiarum Fennicae*, 15 (1) 241-315, (2) 443-812.
- Rider, D.A. (2006) Family Pentatomidae. In: Aukema, B. & Rieger, C. (Eds.), *Catalogue of the Heteroptera of the Palaearctic Region. Vol. 5*. Amsterdam, The Netherlands Entomological Society, 550pp.
- Rider, D.A.; Zheng, L.Y. & Kerzhner, I.M. (2002) Checklist and Nomenclatural Notes on the Chinese Pentatomidae (Heteroptera). II. Pentatominae. *Zoosystematica Rossica* 11(1), 135-153.
- Rolston, L.H. & McDonald, F.D. (1980) A conspectus of Pentatomini genera of the Western Hemisphere – Part I, II (Hemiptera, Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society*, 88, 257-272.
- Rolston, L. H. 1983. A revision of the genus *Acrosternum* Fieber, subgenus *Chinavia* Orian, in the Western Hemisphere (Hemiptera: Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society* 91,97-176.

- Ryan, M.A., Čokl, A. & Walter, G.H. (1996) Differences in vibratory sound communication between a Slovenian and an Australian population of *Nezara viridula* (Heteroptera: Pentatomidae), *Behavioural Processes*, 36, 183-193.
- Santoro, R. (1954) 1° Contributo alla conoscenza dell' emittente eterottero *Nezara viridula* (L.). *Napples Università Laboratorio di Entomologia Agraria Bollettino*, 13, 145-206.
- Sanmartín, I. & Ronquist, F. (2004) Southern Hemisphere Biogeography Inferred by Event-Based Models: Plant versus Animal Patterns. *Systematic Biology*, 53 (2), 216-243.
- Schaefer, C.W. (1977) Genital capsule of the trichophoran male (Hemiptera: Heteroptera: Geocorisae). *International Journal of Insect Morphology & Embryology*, 6, 277-301.
- Schouteden, H. (1905) Neue Pentatomiden aus Afrika und Madagaskar, nebst synonymischen Bemerkungen. *Wiener Entomologische Zeitung*, 24 (1-2), 51-55.
- Schouteden, H. (1909) Catalogues raisonnés de la faune entomologique du Congo Belge. I. Hémiptères-Hétéroptères, Fam. Pentatomidæ. *Annales Musée du Congo Belge Zoologie* (3) sect. 2, 1, 1-85.
- Schouteden, H. (1910) Wissenschaftliche ergebnisse der schwedischen zoologischen expedition nach dem Kilimandjaro, dem Meru und den Umgebenden Massaistepfen Deutsch-Ostafrikas 1905-1906 unter leitung von Prof. Dr. Yngve Sjöstedt. Herausgegeben mit Unterstützung von der Königl. Schwedischen akademie der Wissenschaften. 12. Hemiptera. 6. Pentatomidae. In: *Sjöstedts Kilimandjaro-Meru Expedition. Stockholm*, 12, 73-96.
- Schuh, R.T. & Slater, J.A. (1995) *True bugs of the world (Hemiptera: Heteroptera): classification and natural history*. Ithaca, Cornell University Press, 336 pp.
- Schuh, R.T. (2000) *Biological systematics: principles and applications*. Ithaca, Cornell University Press, 236 pp.
- Schwertner, C.F. (2005) Filogenia e classificação dos percevejos-verdes do grupo *Nezara* Amyot & Serville (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae). Porto Alegre, PhD thesis, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 238pp.
- Scott, J. (1874) On a collection of Hemiptera Heteroptera from Japan. Descriptions of various new genera and species. *Annals & Magazine of Natural History (Ser. 4)*, 14(82), 289-304.

- Sharp, D. (1890) On the structure of the terminal segment in some male Hemiptera. *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 3, 399-430.
- Signoret, V. (1858) In Thomson *Archives Entomologiques*. 2. Paris
- Sosa-Gómez, D.R., Silva, J.J., Costa, F., Binneck, E., Marin, S.R.R. & Nepomuceno, L. (2005) Population structure of the Brazilian southerngreen stink bug, *Nezara viridula*. *Journal of Insect Science*, 23 (5), 1-10.
- Stål, C. (1854) Nya Hemiptera från Cafferlandet. *Öfversigt af Kongliga Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar*, 10, 209-227.
- Stål, C. (1855) Entomologiska notiser: om Thumbergska hemipterarter. *Öfversigt af Kongliga Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar*, 12 (7), 343-347.
- Stål, C. (1865) *Hemiptera Africana I*. Norstedtiana, Stockholm, 256 pp.
- Stål, C. (1867) Bidrag till Hemipterernas systematik. *Conspectus generum Pentatomidum Asiæ et Australiæ*. *Öfversigt af Kongliga Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar*, 24 (7), 501-522.
- Stål, C. (1872) Enumeratio hemipterorum. II. *Kongliga Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar*, 10 (4), 1-159.
- Stål, C. (1876) Enumeratio Hemipterorum. Bidrag till en Förteckning öfver alla hittills kända Hemiptera, Jemte Systematiska Meddelanden. *Kongliga Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar*, 14 (4), 1-162.
- Takahashi, H.W. (1948) *Nogyu Gaichu-hen*. Youkendo, Tokyo, 398 pp.
- Tamanini, L. (1958) Due nuovi Carpocoris della sottoregione mediterranea (Heteroptera, Pentatomidae). *Annali del Museo Civico di Storia Naturale di Genova*, 70, 165-172.
- Thunberg, C.P. (1783) *Dissertatio entomologica novas insectorum species, sistens, cujus partem secundam, cons. exper. facult. med. upsal., publice ventilandam exhibent Johan*. Edman, Upsala, 29-52.
- Tinerella, P. P. (2006) A new species of *Micronecta* Kirkaldy (Heteroptera, Corixidae) from Fiji with notes on Australasian congeners. In: Rabitsch, W. (Ed.) *Hug the Bug - For Love of True Bugs*. Festschrift zum 70. Geburtstag von Ernst Heiss. Denisia 19, 697-702.
- Todd, J.W. (1989) Ecology and behavior of *Nezara viridula*. *Annual Review of Entomology*, 34, 273-292.
- Varshney, R.K. (1964) A note on the unique nomenclature of two bugs and their new names. *Annals and Magazine of Natural History*, (13) 7, 415-416.

- Villers, C.J. de (1789) *Caroli Linnæi entomologia, faunæ suevicæ descriptionibus aucta; DD. Scopoli, Geoffroy, de Geer, Fabricii, Schrank, &c. speciebus vel in systemate non enumeratis, vel nuperrime detectis, vel speciebus Galliæ Australis locupletata, generum specierumque rariorum iconibus ornata. Vol. 1.* Lugduni, Piestre et Delamolliere, 765pp.
- Voelker, G. & Outlaw, R.K. (2008) Establishing a perimeter position: speciation around the Indian Ocean Basin. *Journal of Evolutionary Biology*, 21, 1779-1788.
- Walker, F. (1867) *Catalogue of the specimens of heteropterous Hemiptera in the collection of the British Museum. Part II. Scutata.* London, E. Newman, pp. 241-417.
- Watrous, L.E & Wheeler, Q.D. (1981) The out-group comparison method of character analysis. *Systematic Zoology*, 30(1), 1-11.
- Westwood, J.O. (1837) A Catalogue of Hemiptera in the Collection of the Rev. F. W. Hope, M. A. with Short Latin Diagnosis of the New Species. London. 46 pp.
- Wolff, J.F. (1801) *Icones Cimicum descriptionibus illustratae. Vol. 3.* Erlangen, Johann Jacob Palm, pp. 85-126.
- Yukawa, J. & Kiritani, K. (1965) Polymorphism in the Southern green stink bug. *Pacific Insects*, 7(4), 639-642.
- Yukawa, J., Kiritani, K., Gyoutoku, N., Uechi, N., Yamaguchi, D. & Kamitani, S. (2007) Distribution range shift of two allied species, *Nezara viridula* and *N. antennata* (Hemiptera: Pentatomidae), in Japan, possibly due to global warming. *Applied Entomology and Zoology*, 42(2), 205-215.
- Zheng, Z.M. (1982) A new species of Pentatomidae (Heteroptera) from Qinling. *Acta Entomologica Sinica*, 25(2), 195-196.

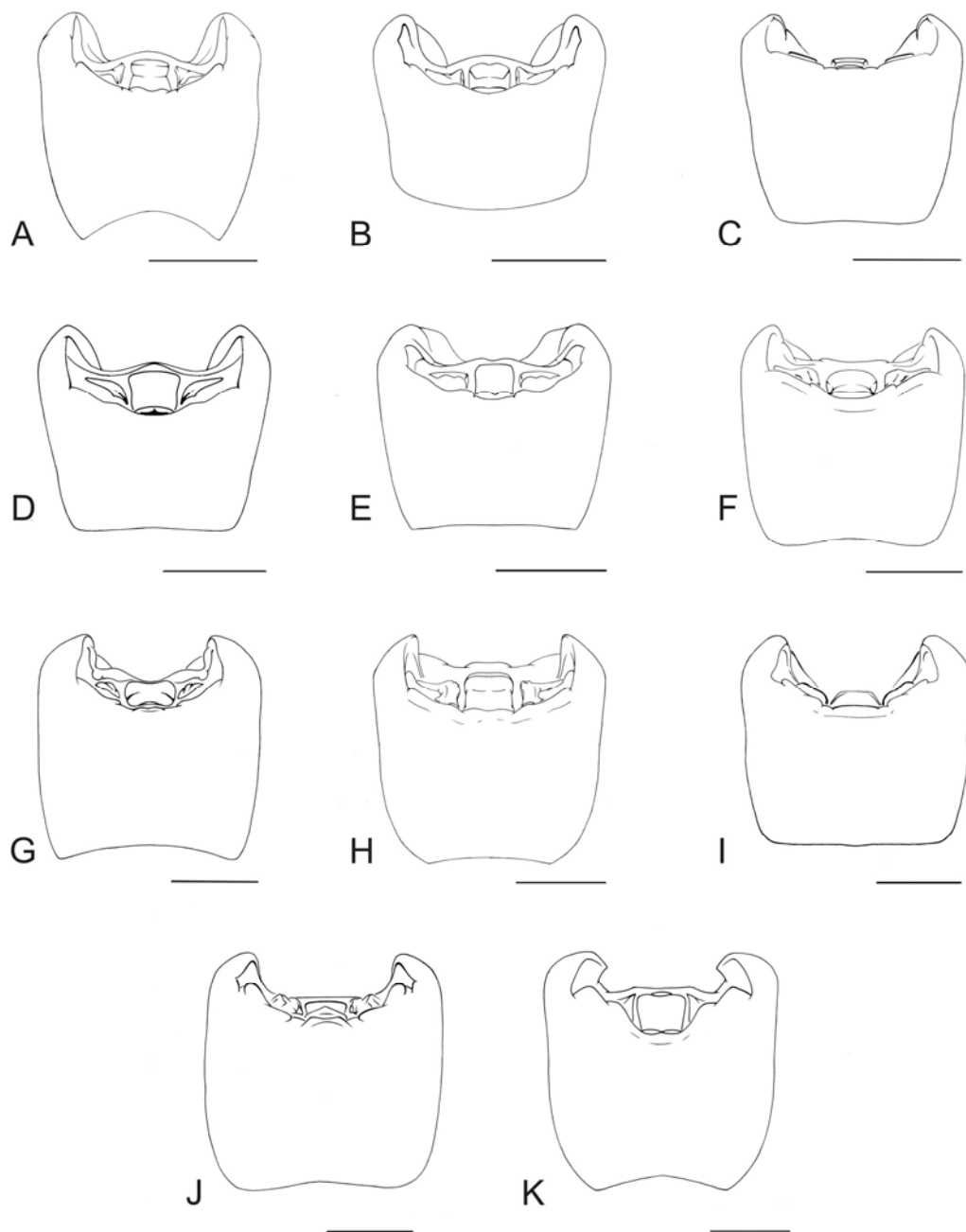


FIGURE 1. Pygophore, dorsal view A. *N. viridula*, B. *N. antennata*, C. *N. yunnana*, D. *N. similis*, E. *N. mendax*, F. *N. naspira*, G. *N. frontalis*, H. *N. orbiculata*, I. *N. soror*, J. *N. immaculata*, K. *N. robusta*. (Scale = 1 mm)

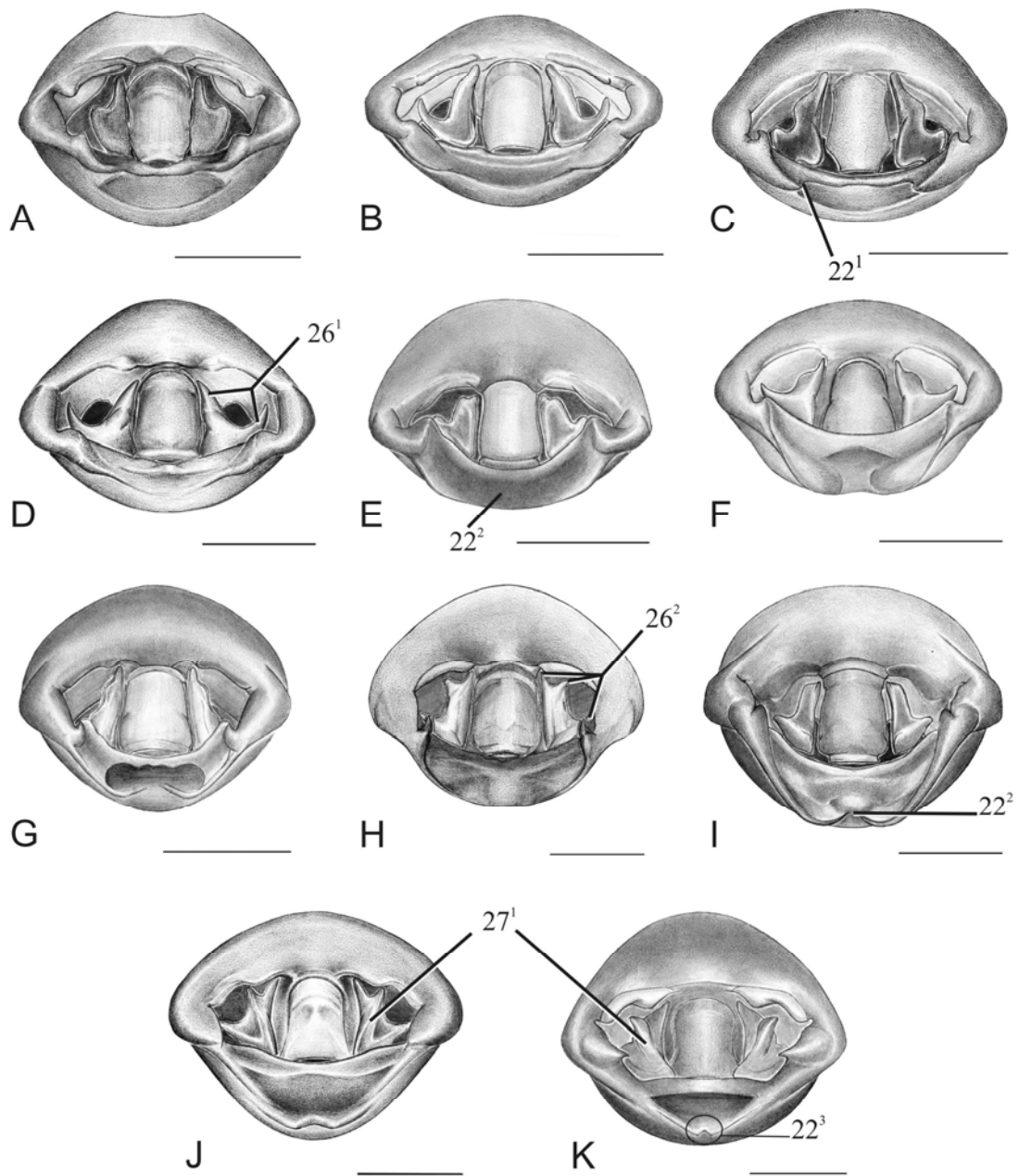


FIGURE 2. Pygophore, posterior view A. *N. viridula*, B. *N. antennata*, C. *N. yunnana*, D. *N. similis*, E. *N. mendax*, F. *N. naspira*, G. *N. frontalis*, H. *N. orbiculata*, I. *N. soror*, J. *N. immaculata*, K. *N. robusta*. (Scale = 1 mm)

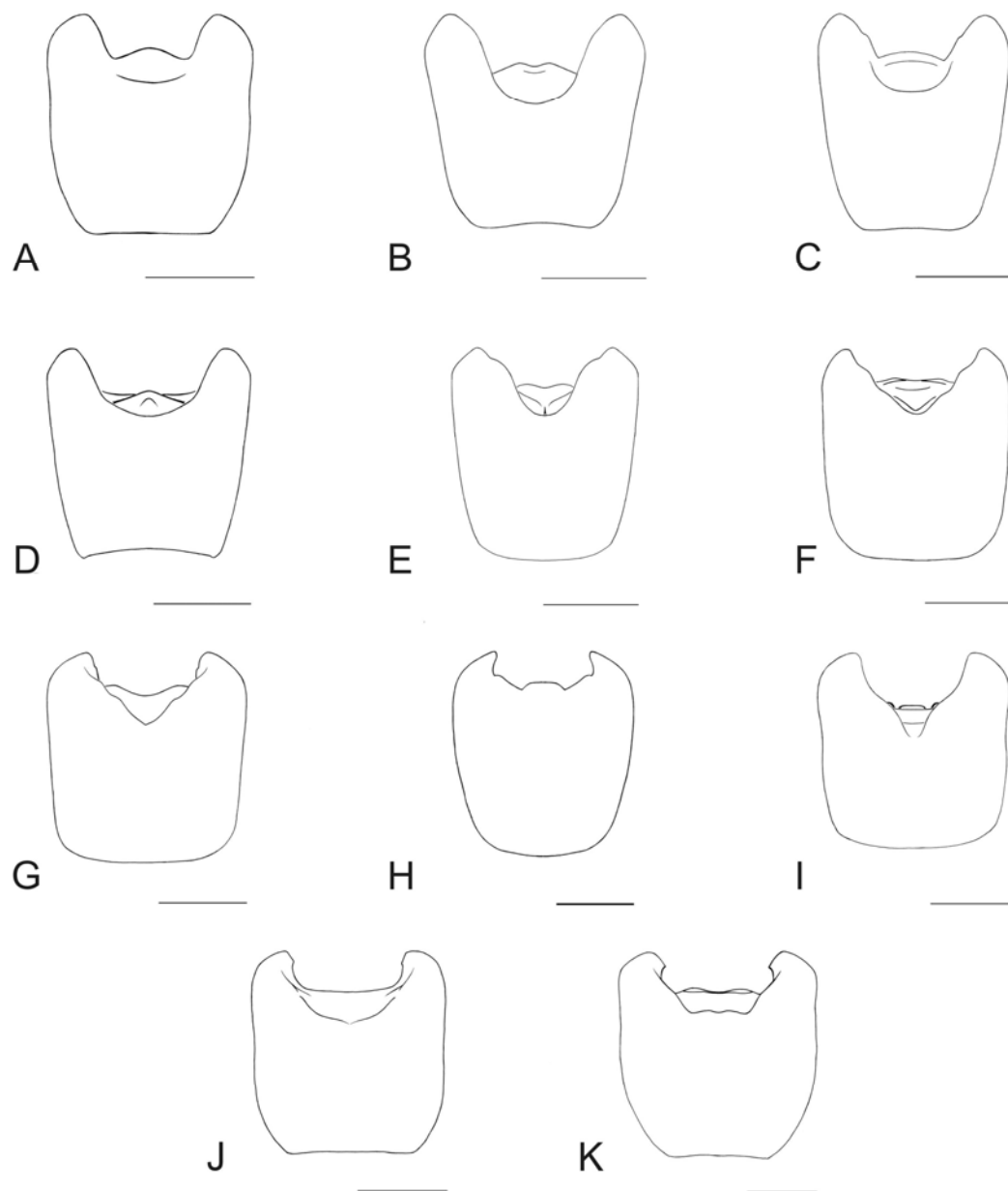


FIGURE 3. Pygophore, ventral view A. *N. viridula*, B. *N. antennata*, C. *N. yunnana*, D. *N. similis*, E. *N. mendax*, F. *N. naspira*, G. *N. frontalis*, H. *N. orbiculata*, I. *N. soror*, J. *N. immaculata*, K. *N. robusta*. (Scale = 1mm)

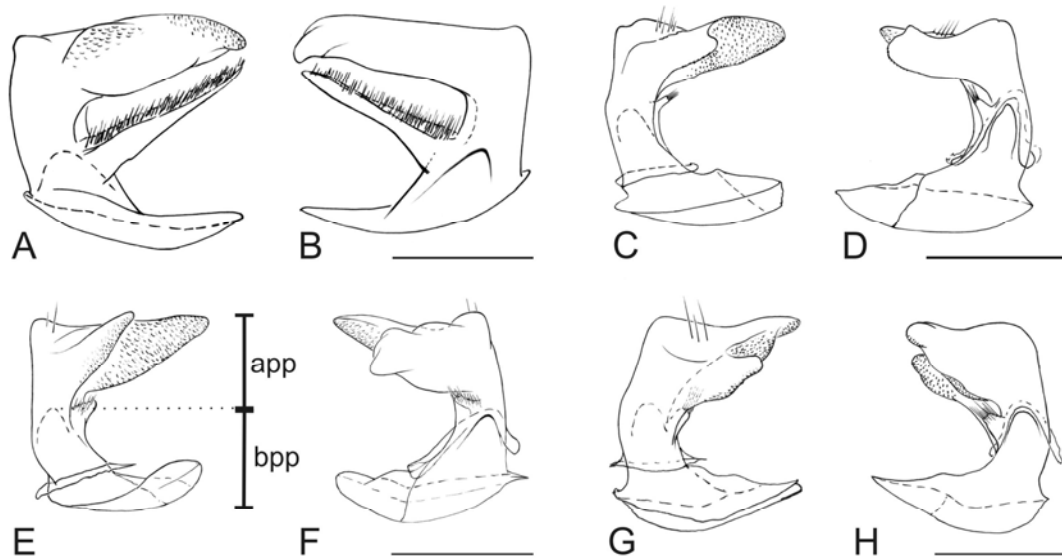


FIGURE 4. Left paramere in dorsal and lateral view respectively. A-B. *Pseudoacrosternum cachani*, C-D *N. viridula*, E-F. *N. antennata*, G-H. *N. yunnana* (app – apical portion of paramere; bpp – basal portion of paramere. (Scale = 0,5mm)

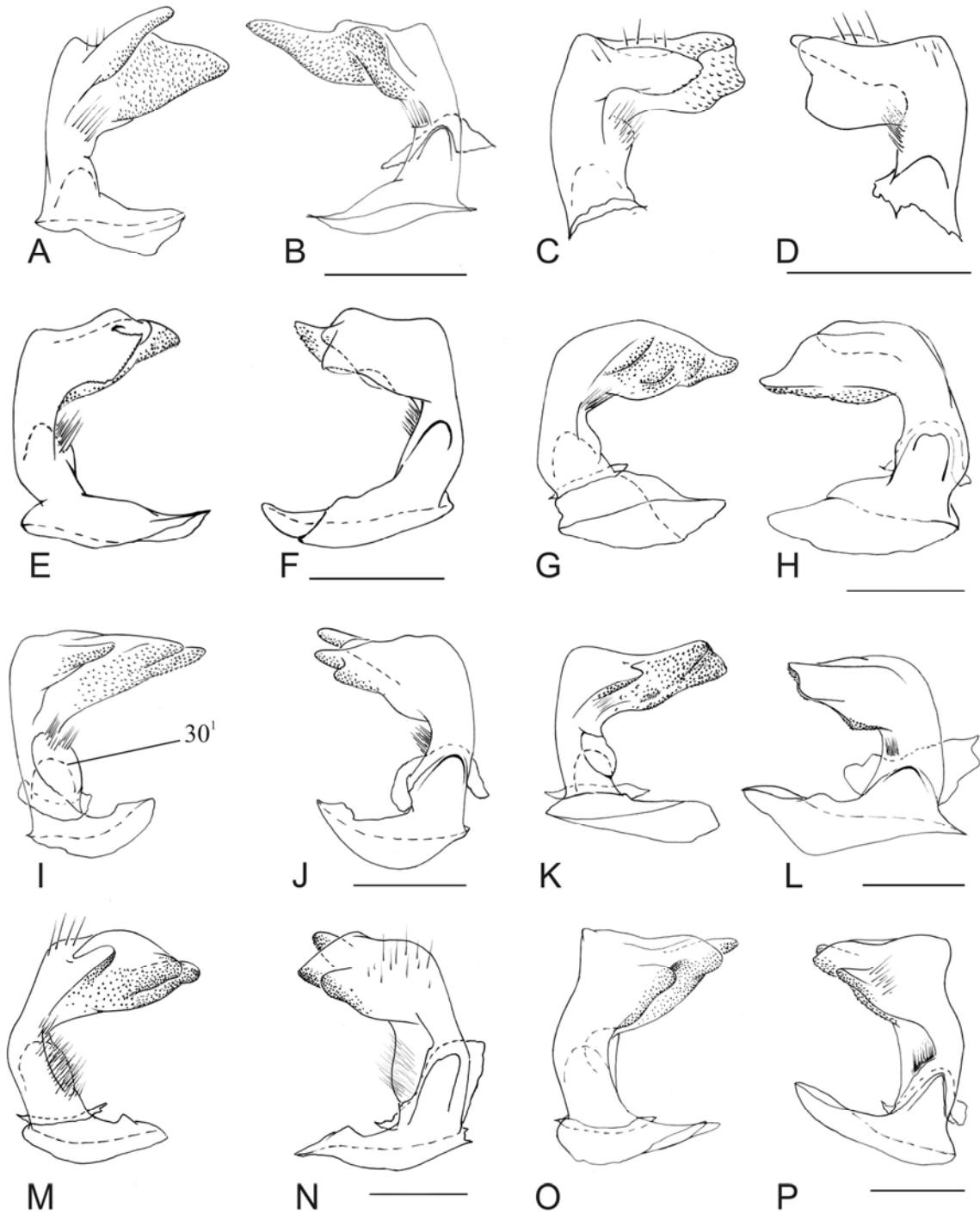


FIGURE 5. Left paramere in dorsal and lateral view respectively. A-B. *N. similis*, C-D. *N. mendax*, E-F. *N. naspira*, G-H. *N. frontalis*, I-J. *N. orbiculata*, K-L. *N. soror*, M-N. *N. immaculata*, O-P. *N. robusta*. (Scale = 0,5mm)

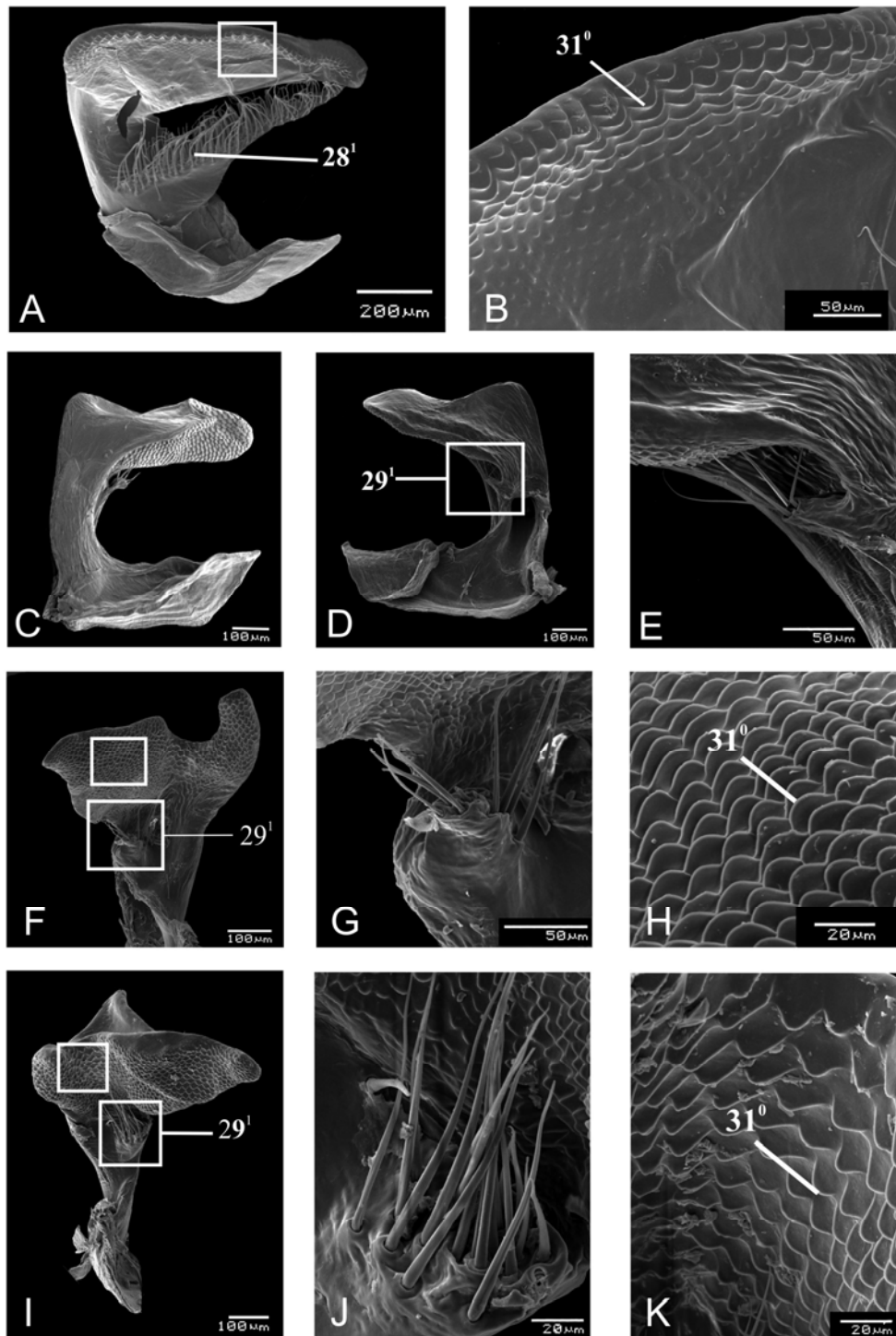


FIGURE 6. Parameres. A-B. *Pseudoacrosternum cachani*, lateral view and details of apical portion of paramere, respectively. C-E. *N. viridula*, lateral view, median view and hairy region. F-H. *N. antennata*, median view, hairy region and microstructures, respectively. I-K. *N. yunnana*, median view, hairy region and microstructures, respectively.

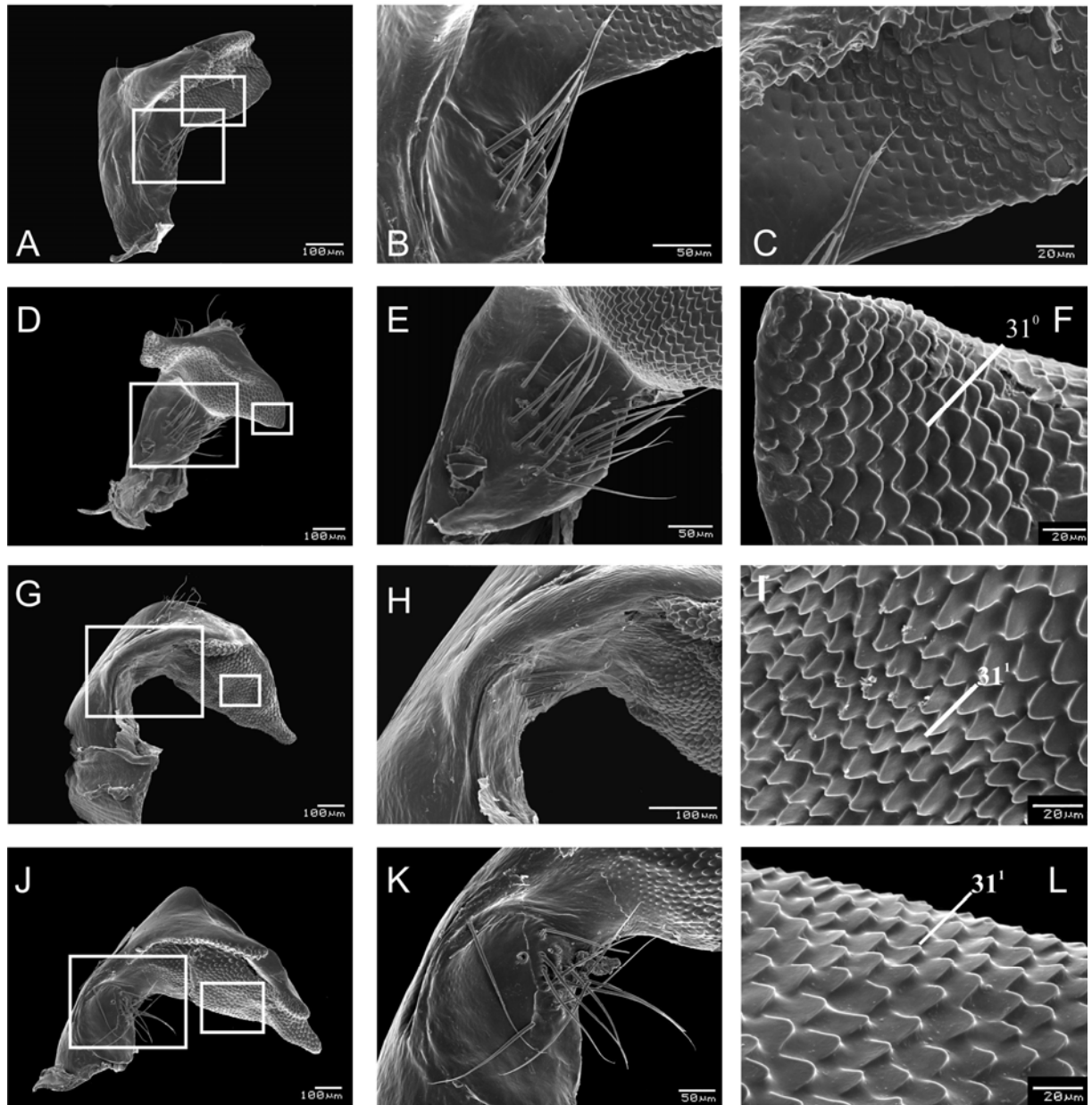


FIGURE 7. Parameres, lateral view (except when indicated), hairy region and details of microstructures, respectively. A-C. *N. mendax*, D-E. *N. naspira* (median view of paramere), G-I. *N. frontalis*, J-L *N. orbiculata*.

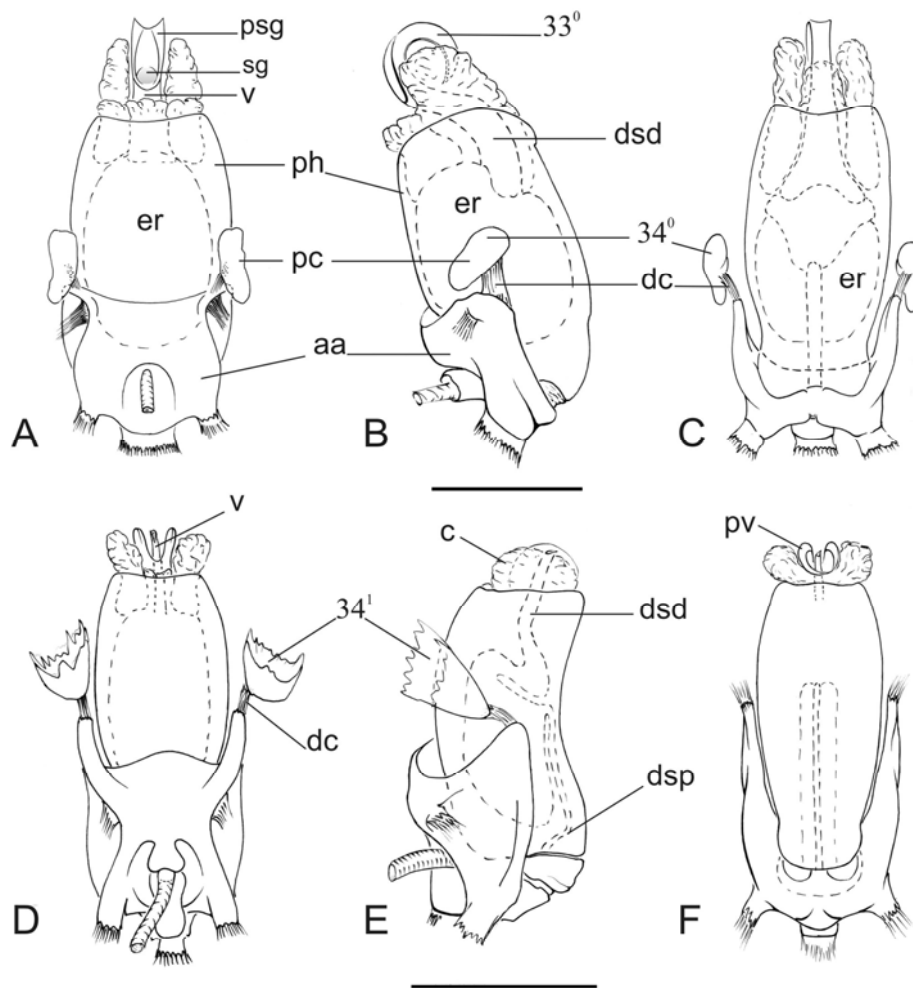


FIGURE 8. Phallus in dorsal, lateral and ventral views, respectively. A-C. *Pseudoacrosternum cachani*, D-F. *N. antennata*. (aa – articulatory apparatus; dc- dorsal conective; dsd – ductus seminis distalis; dsp – ductus seminis proximalis; er – ejaculatory resevoir; sg – secondary gonopore; psg – process of secondary gonopore; pc- processus capitati; ph – phallosheca; v – vesica; pv – process of vesica. Scale = 0,5mm).

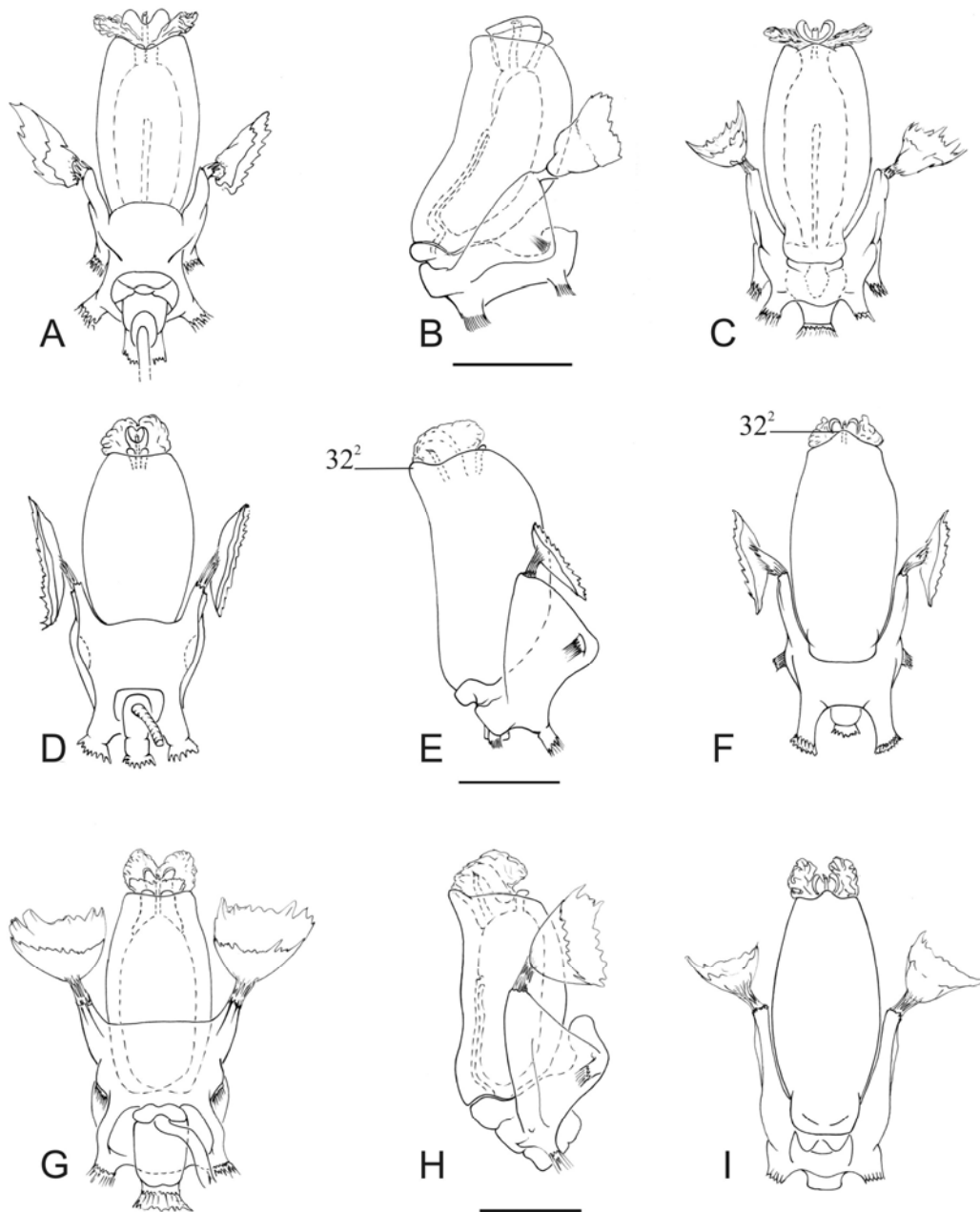


FIGURE 9. Phallus in dorsal, lateral and ventral views, respectively. A-C. *N. naspira*, D-F. *N. frontalis*, G-I. *N. Immaculata*. (Scale = 0,5mm)

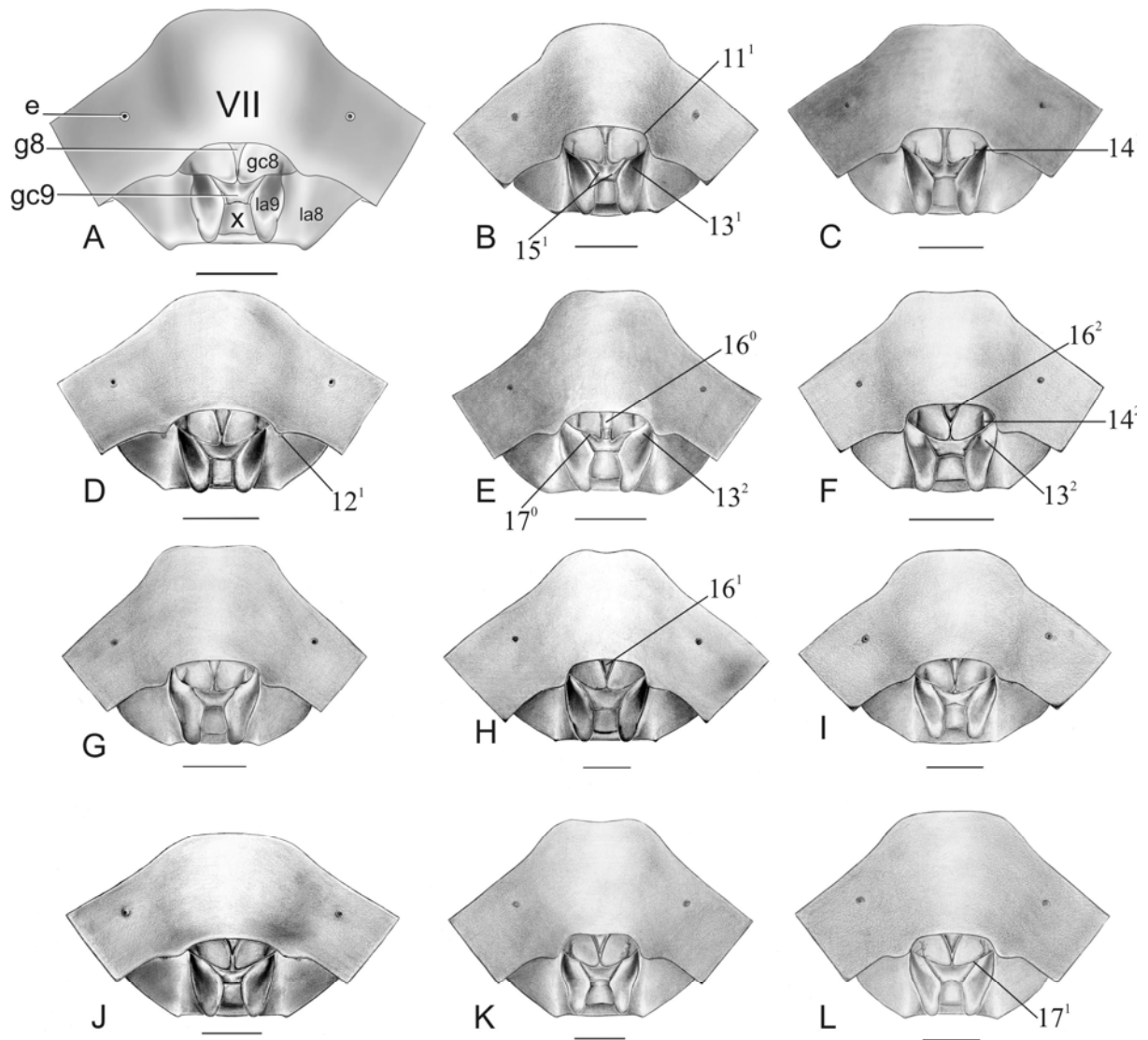


FIGURE 10. Genital plates, posteroventral view. A. *N. viridula*, B. *N. antennata*, C. *N. yunnana*, D. *N. similis*, E. *N. mendax*, F. *N. naspira*, G. *N. frontalis*, H. *N. orbiculata*, I. *N. soror*, J. *N. immaculata*, K. *N. robusta*. L. *N. niamensis* (e – spiracles; g8 – gonapophyses 8; gc8 – gonocoxites 8; gc9 – gonocoxites 9; la8 – laterotergites 8; la9 – laterotergites 9; VII - seventh urosternite X – tenth urosternite Scale = 1mm).

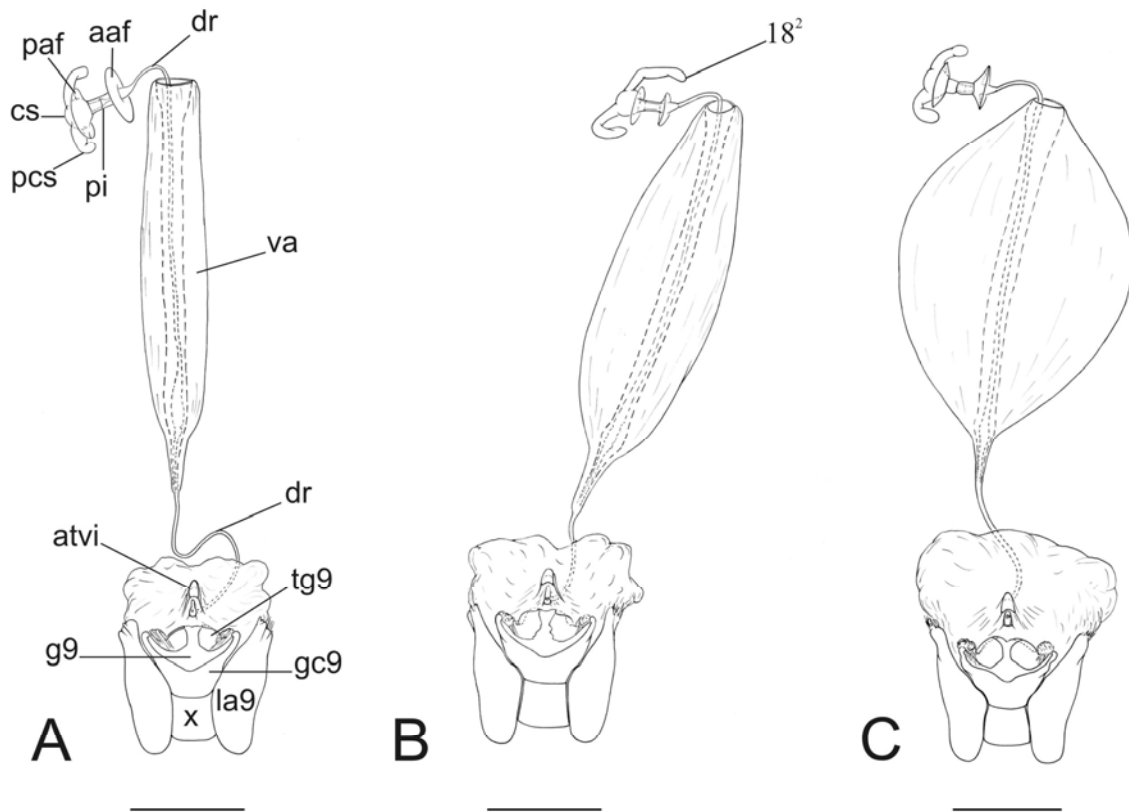


FIGURE 11. Laterotergites, gonocoxites and gonapophyses of ninth segment and ectodermal ducts, ventral view A. *N. viridula*, B. *N. antennata*, C. *N. yunnana* (atvi – anterior thickening of vaginal intima; cs – capsula seminalis; aaf - anterior annular flange ; paf – posterior annular flange; dr- ductus receptaculi; g9 – gonapophyses 9; gc9 – gonocoxites 9; la9 – laterotergites 9; pcs – processes of capsula seminalis; pi- pars intermedialis ; tg9 – thickening of gonapophyses 9; va – vesicular area; X – tenth urosternite; Scale =1mm).

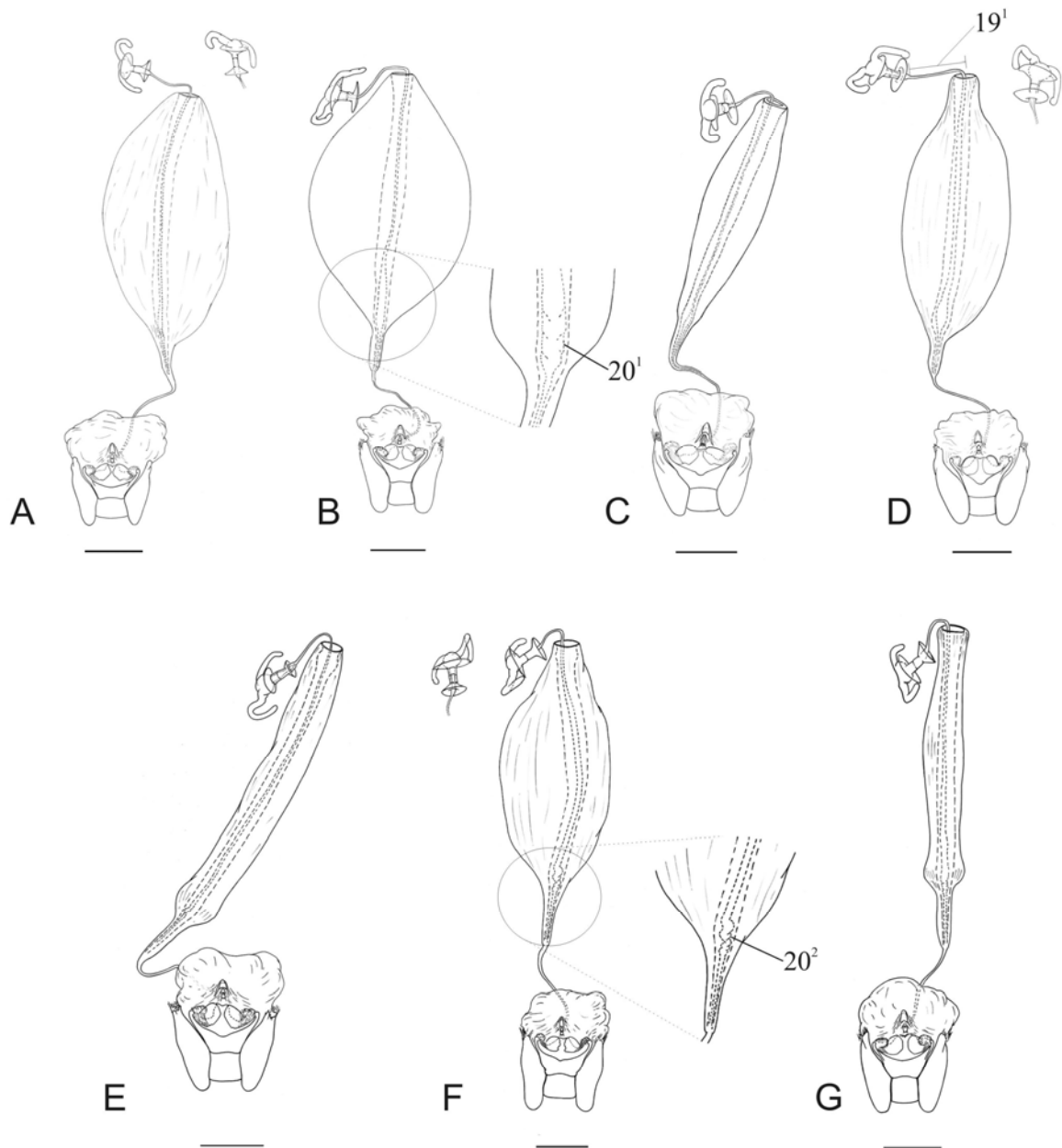


FIGURE 12. Laterotergites, gonocoxites and gonapophyses of ninth segment and ectodermal ducts, ventral view A. *N. naspira*, B. *N. frontalis*, C. *N. orbiculata*, D. *N. soror*, E. *N. immaculata*, F. *N. robusta*, G. *N. niamensis* (Scale = 1mm).

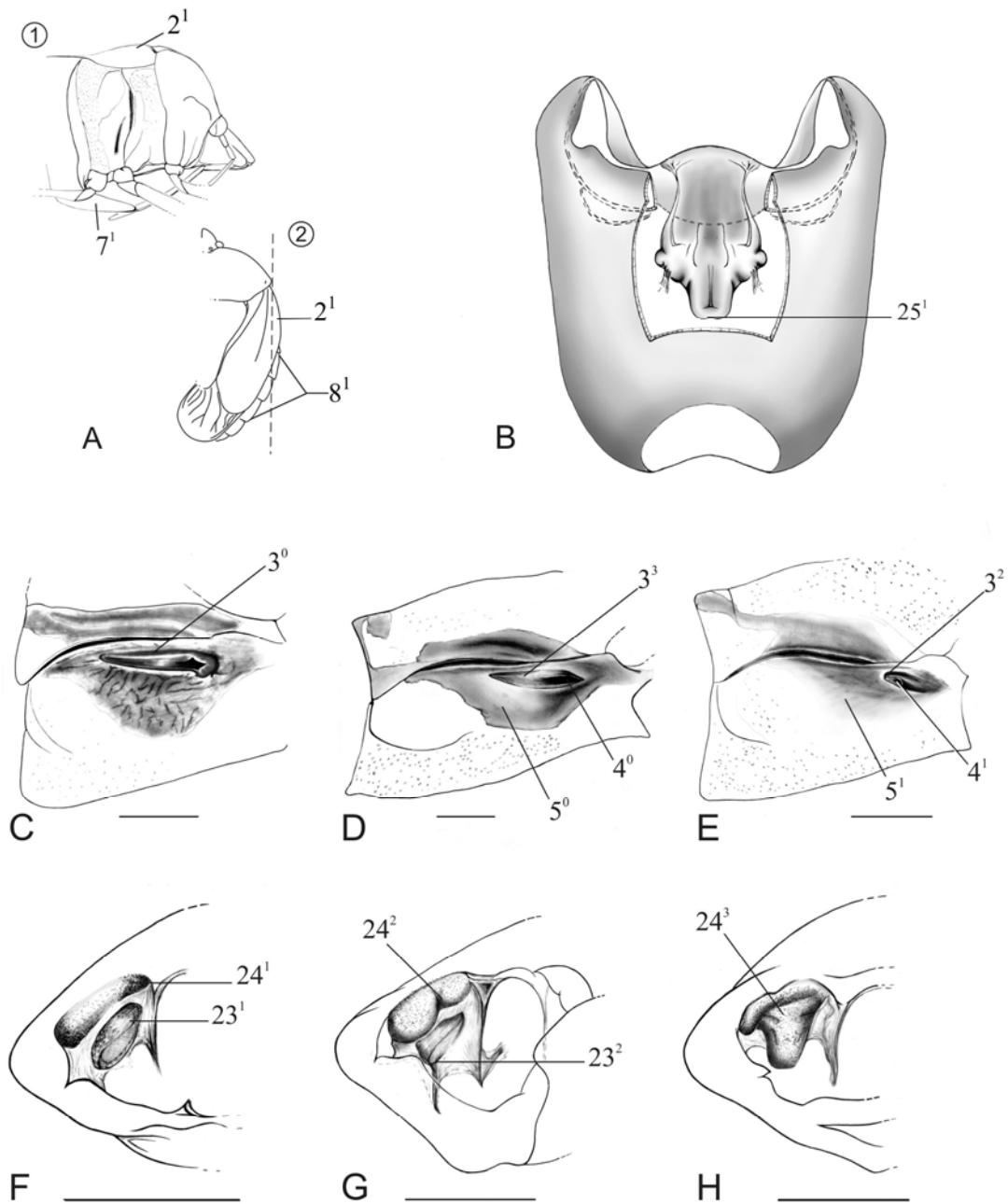


FIGURE 13. A1-2. *N. orbiculata*, lateral view and dorsal view, respectively. B. *N. viridula*, dorsal view of pygophore (cutted) showing detail of cup-like sclerite. C-E. Mesopleurum and metapleurum in ventral view (C- *Carpocoris purpureipennis*, D- *N. orbiculata*, E- *N. mendax*). F-H. parcial posterior view of pygophore (dissected) showing details of hairy region and superior processes (psbd). (F- *N. yunnana*, G- *N. frontalis*, H- *N. robusta*) (Scale = 1 mm).

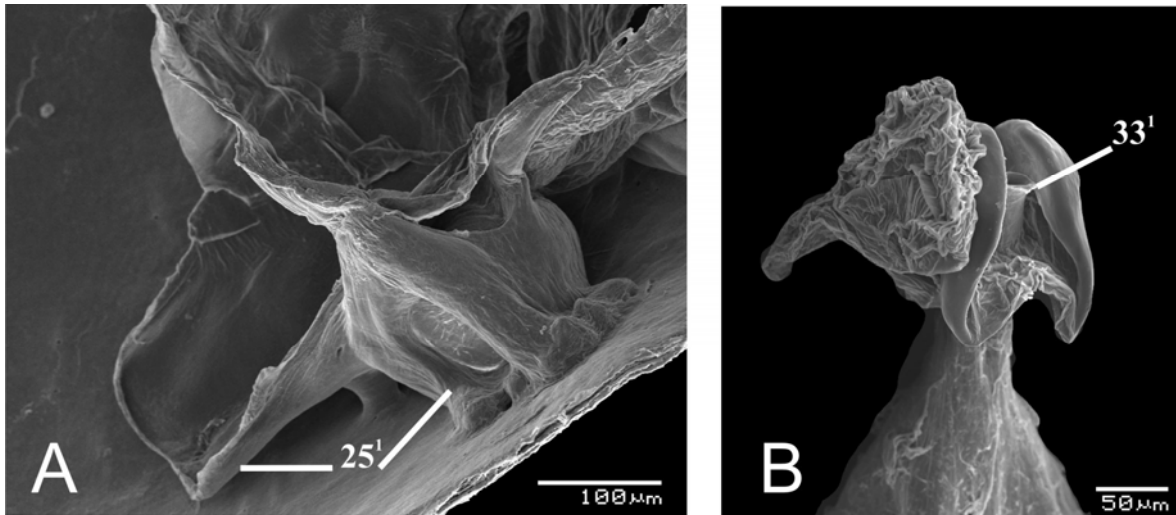


FIGURE 14. *N. viridula*. A. Lateral view of cup-like sclerite. B. Vesica, vesica processes and conjunctiva (phallosome removed).

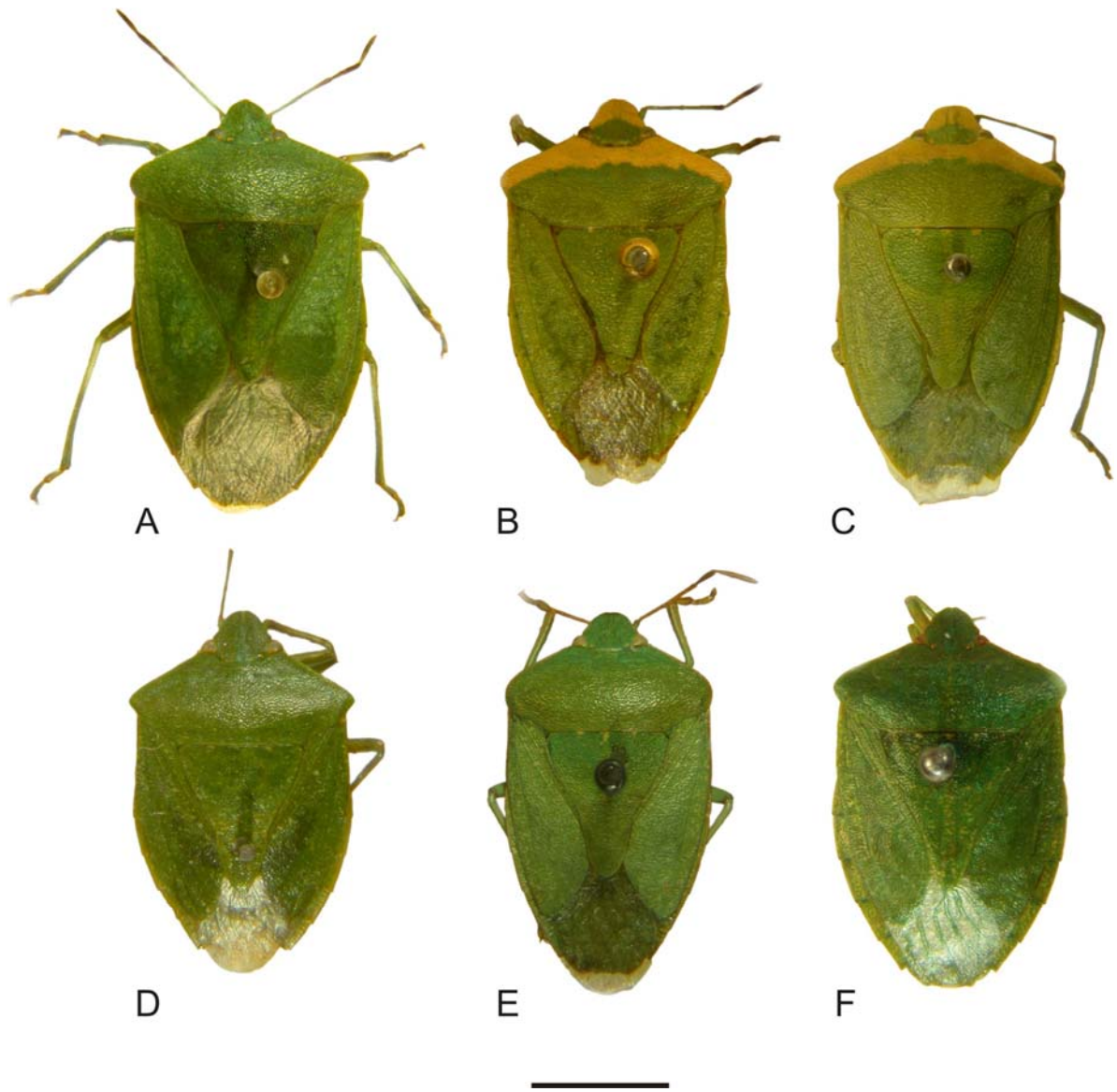


FIGURE 15. Dorsal view of *Nezara* species. A. *N. viridula*, B. *N. antennata*, C. *N. yunnana*, D. *N. similis*, E. *N. mendax*, F. *N. naspira* (Scale = 5mm) .

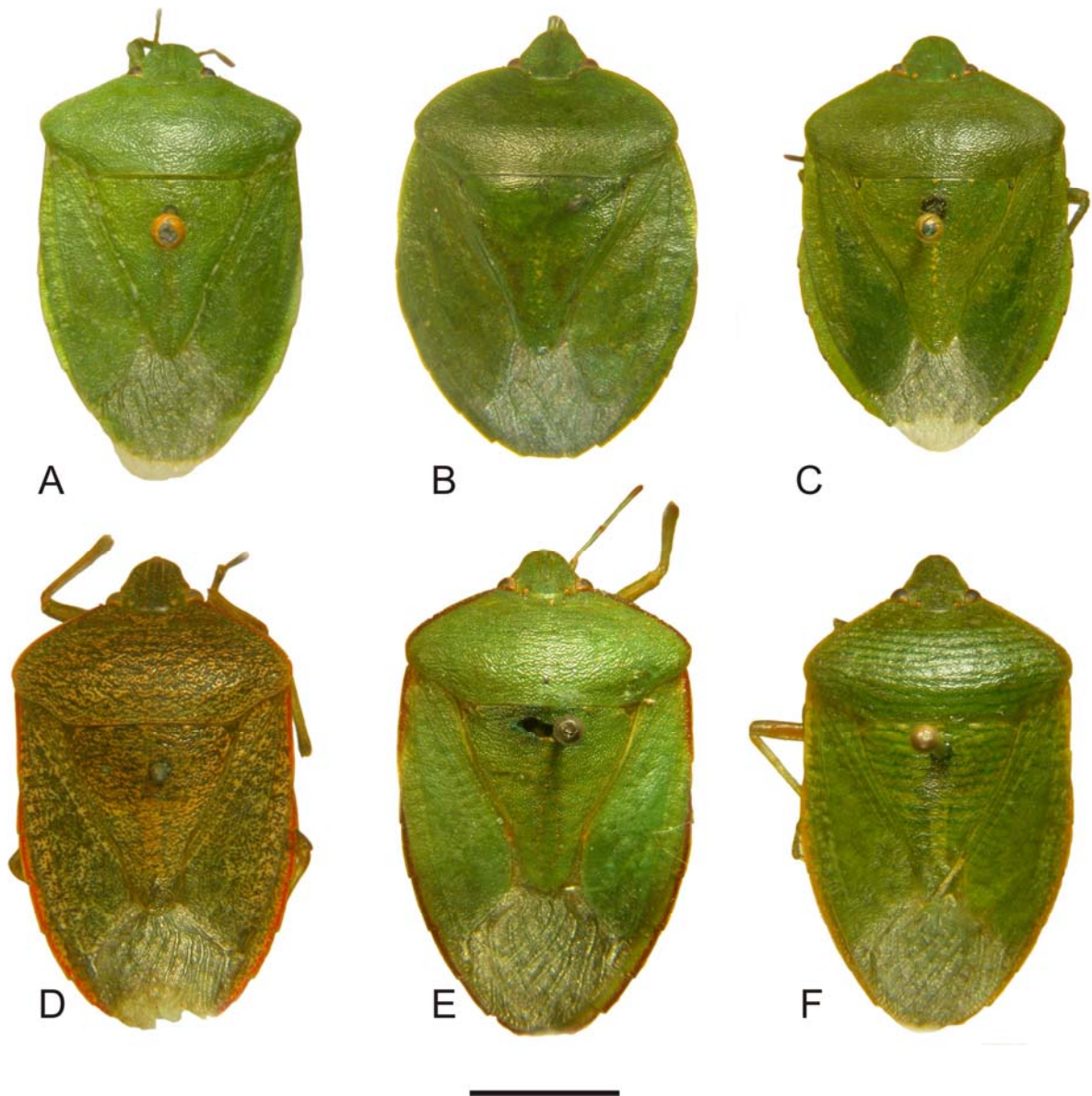


FIGURE 16. Dorsal view of *Nezara* species. A. *N. frontalis*, B *N. orbiculata*, C *N. soror*, D *N. immaculata*, E *N. robusta*. F *N. niamensis* (Scale = 5mm).

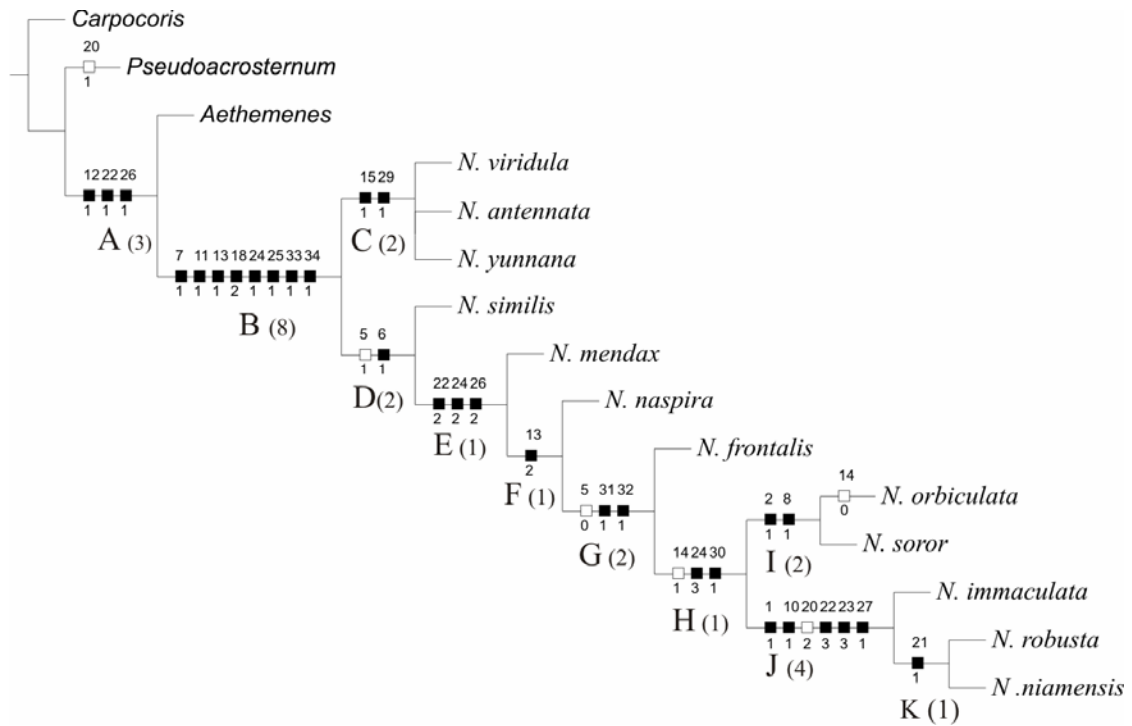


FIGURE 17. Cladistic analysis of the genus *Nezara* based on morphological characters. The most-parsimonious cladogram length 60 steps; consistency index 0,81; retention index 0,89. (■) non-homoplasious; (□) homoplasious.

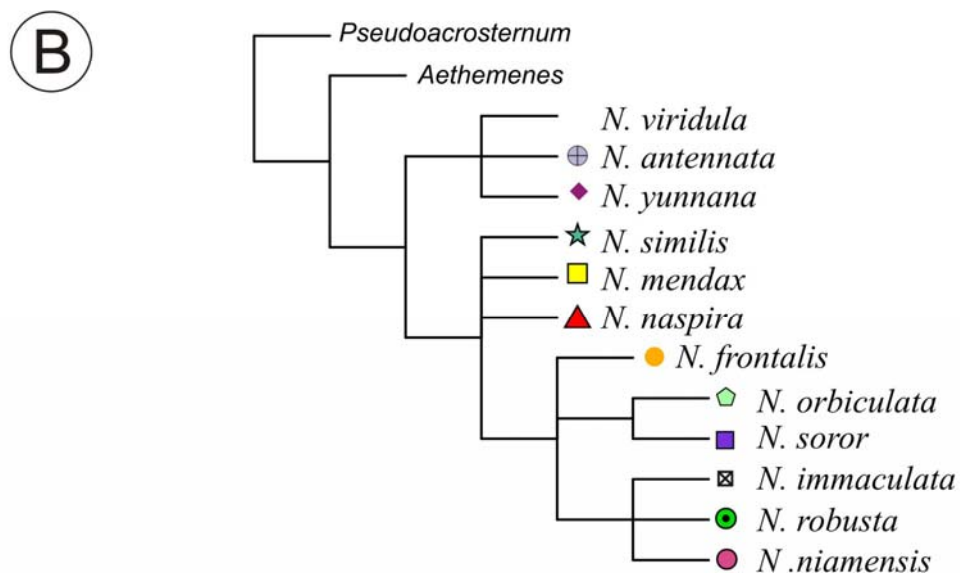
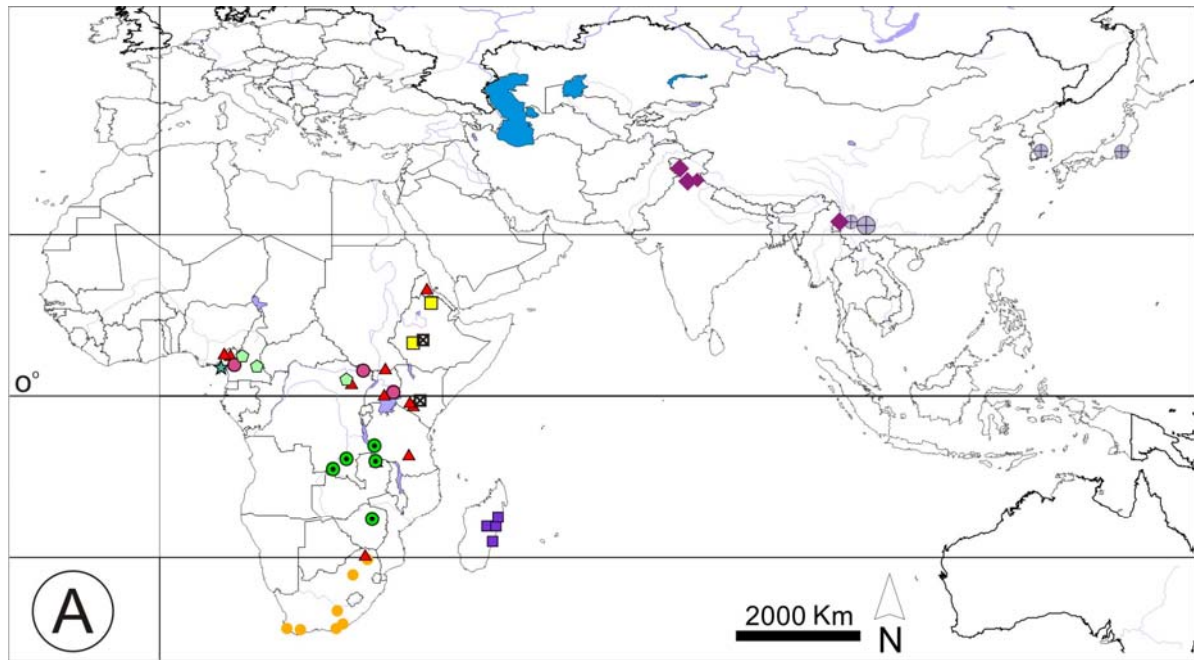


FIGURE 18. A. Distribution map of *Nezara* species, based on the material examined in this work (except *N. viridula*); B. Cladogram of *Nezara* (branches with Bremer support less than two steps collapsed).

TABLE 1. Character state matrix for the cladistic analyses of *Nezara*: “-“ code for inapplicable data, “?” code for missing data.

	1				2				3			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
<i>Carpocoris purpureipennis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudoacrosternum cachani</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	--	1	0	1
<i>Aethemenes chloris</i>	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	1
<i>N. viridula</i>	0	0	1	0	1	0	1	1	1	1	1	1
<i>N. antennata</i>	0	0	1	0	1	0	1	1	1	1	1	1
<i>N. yunnana</i>	0	0	1	0	1	0	1	1	1	1	1	1
<i>N. similis</i>	0	0	2	1	1	1	1	1	2	0	2	1
<i>N. mendax</i>	0	0	2	1	1	1	1	1	2	0	2	2
<i>N. naspira</i>	0	0	1	0	1	1	2	2	2	1	2	0
<i>N. frontalis</i>	0	0	3	0	1	1	0	1	1	2	2	2
<i>N. orbiculata</i>	0	1	3	0	1	1	1	2	0	2	1	2
<i>N. soror</i>	0	1	3	0	1	1	1	2	1	2	1	2
<i>N. immaculata</i>	1	0	1	0	1	1	1	1	2	1	0	2
<i>N. robusta</i>	1	0	1	0	1	1	1	1	2	1	0	2
<i>N. niamensis</i>	1	0	1	0	1	1	1	1	2	1	0	2

Capítulo 2

Normas editoriais Zootaxa, Anexo II

Análise Cladística de Nezarini (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae)

AUGUSTO FERRARI¹, CRISTIANO FELDENS SCHWERTNER¹ & JOCELIA GRAZIA²

Laboratório de Entomologia Sistemática, Departamento de Zoologia, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Av. Bento Gonçalves, 9500, Bloco IV, prédio 43435, 91501-970 Porto Alegre, RS, Brazil.

**Contribution n^o xxx of Departamento de Zoologia da UFRGS.*

ferrariaugusto@gmail.com; acrosternum@yahoo.com.br; jocelia@ufrgs.br

¹CAPES Fellowship

²CNPq Fellowship

Resumo

A regionalização no trabalho dos sistematistas é apontada como uma das principais causas da fragmentação do conhecimento e da falta de propostas hierárquicas para Pentatomidae no nível de sub-família e tribo. Em uma proposta recente Nezarini esta composta por 21 gêneros, com um total de 206 espécies. Foi realizada uma análise cladística, com o objetivo de testar as relações do grupo *Nezara* com outros gêneros propostos para Nezarini, e com táxons empiricamente relacionados pertencentes às tribos Antestini, Bathycoeliini e Pentatomini. A análise incluiu 32 taxons terminais, sendo 17 do grupo-interno, representando 13 gêneros de Nezarini. O grupo externo incluiu um terminal raiz, mais 14 táxons pertencentes às tribos Antestini (6 spp.), Bathycoeliini (1 sp.), Carpocorini (2 spp.), Pentatomini (5 spp.) e *Thyanta perditor* (unplaced). Dos 51 caracteres analisados, 11 referem-se a caracteres de cabeça, nove de tórax, cinco de abdômen, 10 de genitália de fêmea e 16 de genitália de macho. Não foi possível corroborar uma hipótese de monofilia para Nezarini, ou para os terminais dos grupos externos pertencentes à Antestini e Pentatomini.

Introdução

A regionalização no trabalho dos sistematistas é apontada como uma das principais causas da fragmentação do conhecimento e da falta de propostas hierárquicas para Pentatomidae no nível de sub-família e tribo (Gross 1975; Linnavuori, 1982; Schuh 1986; Gapud 1991), além da falta de estudos cladísticos (Schuh 1986, Schwertner 2005; Grazia *et al.* 2008) e de catálogos restritos a determinadas regiões geográficas (Schuh 1986).

Segundo Schuh & Slater (1995), das cerca de 4.100 espécies reconhecidas na família Pentatomidae, 2.819 espécies foram descritas dentro da subfamília Pentatominae, das quais mais de 2/3 são incluídas na tribo Pentatomini (Gapud 1991). A própria definição das tribos de Pentatominae é objeto de debates, poucas foram estudadas recentemente e muitas ainda necessitam de revisões (Wall 2004). Alguns autores estabeleceram, empiricamente, grupos de gêneros, com base em diferentes características, e geralmente poucas (p. ex. Gross 1975; 1976, Linnavuori 1982). No entanto, por reconhecerem um padrão de semelhança entre diferentes grupos de organismos, trabalhos que propõem grupos de táxons representam hipóteses sobre suas relações e podem servir de base para o estabelecimento de estudos filogenéticos.

Kirkaldy (1909) reconheceu duas subfamílias dentro de Pentatomidae, número que variou consideravelmente até o presente. Gross (1975) não adotou as classificações de subfamílias anteriores por estarem restritas a elementos particulares de faunas regionais. Cassis & Gross (2002) no catálogo da região australiana reconheceram 13 subfamílias.

Pentatominae até recentemente, era subdividida em 8 tribos por Schuh & Slater (1995) e 9 por Grazia *et al.* (1999), a saber: Aeptini (11 gêneros, 30 espécies); Dieminiini (13 gên., 47 spp.); Halyini (82 gên., 361 spp.); Lestonocorini (5 gên.); Mecideini (1 gên. 17 spp.); Myrocheini (14 gên., 45 spp.); Pentatomini (404 gên., 2207 spp.); Procliticini (11 gên., 29 spp. não listada por Schuh & Slater 1995) e Sciocorini (10 gên., 107 spp.).

Hasan & Kitching (1993) em uma análise cladística de representantes de diferentes tribos de Pentatomidae, com ênfase em caracteres da área evaporatória, segmentos do rostro e pré-tarso, propuseram um esquema de relação entre 21 tribos, porém sem a intenção de alterar classificações formais existentes.

Rider (2009) reconhece 42 tribos (mais 39 gêneros não definidos); os gêneros até então inclusos em Pentatomini, agora estão distribuídos em 36 tribos. Entre elas, citam-se: Antestini (29 gêneros), Bathycoeliini (1 gênero), Carpocorini (104 gêneros), Chlorocorini (10 gêneros), Eysarcorini (18 gêneros), Menidini (28 gêneros), Nezarini (21 gêneros), Pentatomini (58 gêneros), Piezodorini (4 gêneros), Rhynchocorini (18 gêneros) e Strachiini (19 gêneros).

Segundo Rider (2009) Nezarini esta composta por 21 gêneros, com um total de 206 espécies. Os gêneros incluídos por Rider (2009) em Nezarini foram: *Nezara* Amyot & Serville, 1843; *Acrosternum* Fieber, 1860; *Amblybelus* Montrouzier, 1864; *Brachynema* Mulsant & Rey, 1866; *Palomena* Mulsant & Rey, 1866; *Aesula* Stål, 1876; *Aethemenes* Stål, 1876; *Alciphron* Stål, 1876; *Chlorochroa* Stål, 1872; *Chroantha* Stål, 1872; *Cellobius* Jakovlev, 1885; *Acrozangis* Breddin, 1900; *Glaucias* Kirkaldy, 1908; *Pseudoacrosterium* Day, 1965; *Neoacrosterium* Day, 1965; *Kurumana* Linnavuori, 1972; *Parachinavia* Roche, 1977; *Chinavia* Orian, 1965; *Roferta* Rolston, 1981 e *Chalazonotum* Ribes & Schmitz, 1992 e *Pseudopalomena* Jordan, 1967.

O histórico taxonômico de Nezarini teve início com proposição de Nezarina, por Atkinson (1888), para os gêneros *Nezara* Amyot & Serville, 1843 e *Acrosternum* Fieber, 1860 com base nas seguintes características: peritrema ostiolar alongado; urosternito abdominal tuberculado ou com espinho; margens anteriores do pronoto inteiras, não serrilhadas, geralmente defletidas ou estreitamente elevadas e calosas, raramente obtusas; ângulos laterais do pronoto raramente desenvolvidos em espinho; freno ultrapassando a porção mediana do escutelo; ventre abdominal sem sulco; punctuações concolores com o corpo; pernas e abdômen predominantemente verdes. Segundo Atkinson (1888) as três primeiras características citadas são compartilhadas com Plautiaria (incluindo *Plautia* e *Glaucias*), Axigastaria, Menidaria (incluindo *Antestia*), Piezodoraria e Bathycoelaria (*Bathycoelia*). Distant (1902) propôs a inclusão em Nezarina dos gêneros *Catacanthus* Spinola, *Zangis* Stål (= *Glaucias* Kirkaldy), *Jurtina* Stål (= *Bathycoelia* Amyot & Serville) e *Piezodorus* Fieber..

Kirkaldy (1909) tratou os gêneros *Acrosternum*, *Banasa*, *Atomosira*, *Pellaea* e *Rio* como subgêneros de *Nezara*. Bergroth (1914) seguiu Stål (1876), em parte, e considerou *Acrosternum*, *Banasa* (incluindo *Atomosira* Uhler) e *Pellaea* como gêneros válidos. Freeman (1940) revisou *Nezara*, e com base em características de genitália de macho, especialmente de parâmeros, definiu os limites do gênero.

Cachan (1952) seguiu as propostas de Atkinson (1888) e Distant (1902), e assumiu o *status* de tribo para “Nezararia”, para os gêneros *Acrosternum*, *Catacanthus*, *Nezara* e *Piezodorus*.

Orian (1965) descreveu o gênero *Chinavia* para as espécies afrotropicais de *Acrosternum*. Linnavuori (1972) não seguiu a proposta de Orian, mas Roche (1977) considerou *Chinavia* válido, e descreveu o gênero *Parachinavia*, e relacionou as com *Acrosternum*. Rolston (1983) tratou *Chinavia*, sensu Orian 1965, como subgênero de *Acrosternum*, incluindo apenas as espécies americanas.

Gross (1975) propôs grupos de gêneros, para a fauna Australiana, baseado em características dos esternos torácicos, tamanho e forma do escutelo, forma e posição da abertura das glândulas metatorácicas e áreas evaporatórias, forma dos parâmeros, *phallus* e processos da *capsula seminalis*. No esquema de relações apresentado, o grupo *Antestia* é associado com os grupos *Rhynchocoris* e *Pentatoma*.

Linnavuori (1982) propôs um grupo de gêneros, o grupo *Nezara*, para incluir *Aethemenes*, *Acrosternum* e *Nezara* com base em características do peritrema ostiolar e espinho abdominal. Segundo este autor as espécies do grupo *Nezara* possuem similaridade com as espécies do grupo *Antestia*, com mesmo padrão de genitália de macho, especialmente com *Porphyroptera*.

Ahamad (1996) procedeu uma análise cladística dos percevejos-verdes de Pentatomini, para o subcontinente Indo – Paquistão, incluindo *Acrosternum*, *Bathycoelia*, *Glaucias*, *Nezara*, *Piezodorus*, *Rhaphigaster* e mais três gêneros de fora da área de estudo (*Chinavia*, *Grazia* Rolston e *Pausias* Jakovlev), utilizando como grupo externo Antestini. Segundo o autor a tribo Pentatomini pode ser dividida em dois grupos, um composto por *Grazia* + *Pausias*, *Piezodorus* + *Acrosternum* e *Rhaphigaster*; e o outro formado por *Chinavia* + *Nezara*, *Glaucias* e *Bathycoelia*.

Schwertner (2005) corroborou uma hipótese de monofilia para um grupo de gêneros relacionado a *Nezara* (grupo *Nezara*), com base nos seguintes terminais: *Aethemenes chloris* (Dallas), *Nezara viridula* (Linnaeus) e *N. orbiculata* (Distant), *Porphyroptera guineensis* (Fabricius) (Antestini), *Pseudoacrosternum cachani* Day, *Neoacrosternum rufidorsum* (Breddin) e 13 espécies de *Chinavia* (Orian). Os táxons incluídos na análise como grupo externo foram *Antestia trispinosa* Linnavuori (Antestini), *Porphyroptera guineensis* (Fabricius), *Pentatoma rufipes* (Linnaeus)

(Pentatomini) e *Carpocoris purpureipennis* (DeGeer) (Carpocorini). Apesar de Rider (2009) considerar *Porphyroptera* um gênero de Antestini, Schwertner (2005), pelo critério de semelhança e através de observações da morfologia geral da genitália, incluiu este gênero na análise, demonstrando que o táxon compartilha as sinapomorfias propostas para o grupo *Nezara*, a saber: lobo ventral do tubérculo antenífero presente e desenvolvido; espessamentos das gonapófises amplos e recobrimdo mais da metade da superfície e margens laterais do *cup-like sclerite* não atingindo o recorte mediano do bordo ventral do pigóforo. O clado irmão do grupo *Nezara* é composto por *Antestia trispinosa*, *Glaucias amyoti* (Dallas), *Acrosternum heegeri* Fieber e *Parachinavia prunasis* (Dallas).

Ferrari *et al.* (Capítulo 1) revisaram o gênero *Nezara*, e com base em uma análise cladística propuseram as relações entre as espécies, confirmando a monofilia do gênero e a proximidade ao gênero *Aethemenes*, corroborando os resultados de Schwertner (2005).

A hipótese filogenética proposta por Schwertner (2005) corrobora *Chinavia* como gênero polifilético. O fato de *Chinavia distans* (Schouteden) aparecer como um táxon basal do grupo *Nezara*, distante das demais espécies de *Chinavia*, e *Chinavia varicornis* grupo irmão de *Neoacrosternum rufidorsum*, suportam a proposta. *Chinavia rinapsa* (Dallas) resultou como grupo-irmão das demais espécies de *Chinavia*, mas não compartilhando as sinapomorfias propostas para o gênero, sendo proposto um gênero novo, *Afrochinavia* (Schwertner, 2005). *Chinavia varicornis* foi transferida para *Neoacrosternum*, e o gênero *Schoutnedenia* foi proposto, para incluir *Chinavia distans*.

Os resultados de Schwertner (2005) evidenciaram que Nezarini, como atualmente é referida, não é monofilética. A posição de *Porphyroptera* dentro do grupo *Nezara*, demonstra a necessidade de uma análise crítica da proposta vigente, com objetivo de estabelecer grupos naturais. Segundo Schwertner (2005) o fato da análise não permitir separar *Antestia trispinosa* dos demais táxons do grupo-interno, indica uma relação de *Antestia* a gêneros atualmente incluídos em Nezarini.

O objetivo do estudo é testar a relações do grupo *Nezara* com outros gêneros propostos para Nezarini, e com táxons empiricamente relacionados de Antestini, Bathycoeliini e Pentatomini.

Material e Métodos

A definição inicial de Nezarini, e dos limites dos gêneros constituintes da tribo, foram feitas a partir de Schwertner (2005) e Rider (2009).

Coleções entomológicas fonte de material para o estudo: AMNH- American Museum of Natural History, Nova Iorque, Estados Unidos da América (R. Schuh); BMNH - The Natural History Museum, Londres, Inglaterra (M. Webb); FIOC – Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil (S. Oliveira); IMLA - Universidad Nacional de Tucumán, Fundación e Instituto Miguel Lillo, Tucumán, Argentina (de Toledo); INPA - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, Brasil (J. A. Rafael); MACN - Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, Buenos Aires, Argentina (A. Bachmann); MIZA- Museo del Instituto de Zoología Agrícola, Maracay, Venezuela (E. Osuna); MNHN- Museum National d’Histoire Naturelle, Paris, França (D. Plüot-Sigwald); MNRJ - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil (L. Costa); MPEG - Museu Paraense Emilio Goeldi, Belém, Brazil (A. Harada); MTM - Magyar Természettudományi Múzeum, Budapeste, Hungria (T. Vasarhelyi); MZSP – Museu de da Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil (C. Costa); NMNH- National Museum of Natural History, Washington, Estados Unidos da América (T. Henry); NRM - Naturhistoriska Riksmuseet, Estocolmo, Suécia (B. Viklund); UFRG- Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Rio Grande do sul, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil (J. Grazia); ZUEC - Museu de História Natural, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, Brasil (K. Brown).

Foram analisadas 32 espécies terminais, sendo 17 do grupo interno, representando 13 gêneros de Nezarini (Rider, 2009). O grupo externo inclui um terminal enraizador, mais 14 espécies pertencentes a seguintes tribos: Antestini (6 spp.), Bathycoeliini (1 sp.), Carpocorini (2 spp.), Pentatomini (5 spp.) e *Thyanta perditor* Fabricius (“unplaced”) (Tab. I). Na falta de uma hipótese de relação das tribos de Pentatomidae com suporte cladístico, os táxons do grupo externo foram selecionados com base na diversidade morfológica e no histórico taxonômico das espécies e dos agrupamentos supra-genéricos. Material examinado ver Anexo I.

As espécies do grupo interno (Tab. I) foram selecionadas com base na disponibilidade de material, dando preferência a exemplares das espécies-tipo dos gêneros (Tab. I). O gênero *Cellobius*, com duas espécies, e os gêneros monotípicos *Amblybelus*, *Aesula*, *Chroantha*, *Acrozangis* e *Chalazonotum*, não foram incluídos na análise por indisponibilidade de material. O cladograma foi enraizado com *Cosmopepla lintneriana* Kirkaldy, pois segundo Gapud (1991) as espécies da tribo Carpororini constituem uma linhagem basal dentro de Pentatomidae.

Para definir os limites e levantar hipóteses de parentesco entre os táxons em estudo, foi utilizada a metodologia cladística (Schuh 2000).

Objetivando a construção de uma matriz não polarizada, os caracteres multiestado foram tratados como não aditivos, utilizando o método do grupo-externo (Nixon & Carpenter 1993).

A construção e gerenciamento da matriz foram efetuados com o software WinClada 1.00.08 (Nixon 2002). A busca pela solução mais parcimoniosa foi realizada com o programa TNT v1.1: Tree Analysis Using New Technology (Goloboff, Farris & Nixon 2003), com a opção de busca heurística “*traditional search*”, “*random seed = 0*” e com 1000 repetições utilizando o algoritmo “*tree bisection reconnection*”, retendo-se até 10.000 árvores na busca. A busca inicial foi realizada com pesos iguais dos caracteres. Uma segunda análise foi efetuada com pesagem implícita (Goloboff 1993), com constante de concavidade de $K=3$.

Na ausência de uma hipótese preferencial sobre a evolução dos caracteres, com reconstrução dos estados ambíguos, se optou por não otimizá-los. Foram plotados somente os caracteres não-ambíguos.

Fotografias e ilustrações das estruturas e características utilizadas na análise foram confeccionadas com auxílio de equipamento fotográfico (Nikon Coolpix 995) e câmara clara acoplados a estereomicroscópio (Leica MZ 12.5). As imagens de microscopia eletrônica de varredura (MEV) foram realizadas no Centro de Microscopia Eletrônica da UFRGS (JEOL®, modelo JSM 58000).

Tabela I. Lista de espécies exemplares utilizadas na análise cladística (espécies-tipo indicadas por asterisco). Classificação de tribos segundo Rider (2009). Espécies do grupo *Nezara* segundo Schwertner (2005).

Espécies terminais	Genitália dissecada		Distribuição geográfica	Coleção Examinada
	♂	♀		
Carpocorini				
1- <i>Cosmopepla lintneriana</i> Kirkaldy	X	X	Neártica	AMNH
2- <i>Carpocoris purpuripennis</i> (De Geer)*	X	X	Oriental/Paleártico	AMNH
Pentatomini				
3- <i>Banasa dubia</i> Thomas	X	X	Neotropical	MIZA
4- <i>Grazia tinctoria</i> (Distant)	X	X	Neotropical	UFRG
5- <i>Kermana fucosa</i> (Berg)	-	X	Neotropical	IMLA; NMNH
6- <i>Pentatoma rufipes</i> (Linnaeus)*	X	X	Paleártico	AMNH
7- <i>Sabaes humeralis</i> (Dallas)	X	X	Oriental	NMNH
Antestiini				
8- <i>Antestia trispinosa</i> Linnavuori	X	X	Afrotropical	AMNH
9- <i>Bergrothina camerunensis</i> (Schouteden)*	-	X	Afrotropical	AMNH
10- <i>Cyptocephala antiguensis</i> (Westwood)	X	-	Neártica/Neotropical	MIZA
11- <i>Parantestia tethys</i> Linnavuori	X	X	Afrotropical	AMNH
12- <i>Plautia crossota</i> (Dallas)	X	-	Afrotropical/Oriental	AMNH
13- <i>Porphyroptera guineensis</i> (Fabricius)*	X	X	Afrotropical	NMNH; AMNH
Bathycoeliini				
14- <i>Bathycoelia horvathi</i> Schouteden	X	X	Afrotropical	AMNH
Nezarini				
15- <i>Acrosternum hegeeri</i> Fieber*	X	X	Afrotropical/Paleártico	MNHN; AMNH
16- <i>Alciphron glaucus</i> (Fabricius)*	X	X	Região Australiana/ Região Oriental	AMNH; NMNH
17- <i>Brachynema cinctum</i> (Fabricius)*	X	X	Paleártica/Africana	AMNH
18- <i>Chlorochroa sayi</i> (Stal)	X	-	Neártica	AMNH
19- <i>Chlorochroa (Rhytidolomia) senilis</i> (Say)	X	X	Neártica	AMNH
20- <i>Glaucias amyoti</i> (Dallas)*	X	X	Região Australiana/ Região Oriental	AMNH
21- <i>Kurumana bechuana</i> (Schouteden)	X	-	Afrotropical	NMNH
22- <i>Palomena prasina</i> (Linnaeus)*	X	X	Paleártica/ Norte da África	AMNH
23- <i>Parachinavia prunasis</i> (Dallas)	X	X	Afrotropical	AMNH
24- <i>Roferta marginalis</i> (Herrich-Schaefer)	X	X	Neotropical	UFRG
Grupo Nezara				
25- <i>Afrochinavia rinapsa</i> (Dallas)	X	X	Afrotropical	AMNH; MNHN
26- <i>Chinavia pallidoconsersa</i> (Stal)*	X	X	Afrotropical	AMNH; MNHN
27- <i>Chinavia impicticornis</i> (Stal)	X	X	Neotropical	IMLA
28- <i>Chinavia hilaris</i> (Say)	X	X	Neártica	UFRG; AMNH;
29- <i>Neoacrosternum rufidorsum</i>	X	X	Madagascar	MACN

(Breddin) 30- <i>Nezara viridula</i> (Linnaeus)	X	X	Cosmopolita	MNHN; BMNH; MIZA; UFRG; MNHN
31- <i>Pseudoacrosternum cachani</i> Day *	X	X	Madagascar	MNHN
“Unplaced” 32- <i>Thyanta perditor</i> (Fabricius)	X	X	Neática/Neotropical	UFRG

RESULTADOS

Lista de Caracteres empregados na análise cladística (índices de consistência - ic e retenção - ir, relativos à busca com pesos iguais dos caracteres).

Cabeça

Caráter 1. Margens laterais das jugas: (0) emarginadas (Fig.1A); (1) arredondadas (Fig.1B); ci=25; ri=50.

Caráter 2. Jugas, linha negra nas margens laterais (Fig.1A,E): (0) ausente; (1) presente; ci=16; ri=50.

Caráter 3. Ocelos: (0) não emarginados por calo pálido; (1) emarginados por calo pálido (Fig. 1C); ci=50; ri=50.

Caráter 4. Jugas, forma e posição: (0) paralelas ou sub-paralelas; (1) convergentes, com ápice justaposto (Fig. 1D); ci=25; ri=0.

Caráter 5. Búculas, bordo anterior: (0) com projeção dentiforme arredondada (Fig.1E); (1) truncado, formando um ângulo reto com as margens laterais (Fig.1F); ci=20; ri=66.

Caráter 6. Búcula, bordo posterior: (0) truncado (Fig.1E); (1) evanescente (Fig.1F); ci=50; ri=0.

Caráter 7. Primeiro segmento do rostro: (0) ultrapassando as búculas (Fig.1F); (1) não ultrapassando as búculas; ci=20; ri=20.

Caráter 8. Dente lateral do tubérculo antenífero: (0) pouco desenvolvido ou ausente (Fig. 2A); (1) desenvolvido, mais longo do que largo (Fig.2B); ci=33; ri=50.

Caráter 9. Lobo ventral do tubérculo anterífero: (0) ausente ou inconspícuo; (1) conspícuo, projetado em aba sobre a base do segmento I da antena (Fig. 1C-D); ci=20; ri=66.

Caráter 10. Clípeo: (0) curto, iniciando antes da margem anterior dos olhos (Fig. 2E); (1) iniciando junto à linha imaginária transversal anterior dos olhos (Fig. 2F); (2) iniciando entre os olhos (Fig. 2G); ci=28; ri=28.

Caráter 11. Cabeça, puncturas: (0) profundas, densa e uniformemente distribuídas (Fig. 2E); (1) rasas, podendo estar restritas a determinadas regiões (Fig. 2F); ci=25; ri=0.

Tórax

Caráter 12. Margens ântero-laterais do pronoto, sulco submarginal: (0) ausente; (1) presente (Fig. 2H); ci= 14; ri=25.

Caráter 13. Tórax, banda enegrecida no terço posterior do pronoto: (0) ausente; (1) presente (Fig. 2I); ci=20; ri=42.

Caráter 14. Carena mesoesternal: (0) pouco elevada; (1) elevada anteriormente (Fig. 3A); (2) elevada uniformemente em toda extensão (Fig. 3B); ci= 28; ri=50.

Caráter 15. Peritrema ostiolar: (0) auricular, com ápice elevado (Fig. 3C); (1) em ruga alongada com margem posterior curvada, de ápice afilado (Fig. 3D); (2) em ruga alongada com margem posterior retilínea (Fig. 3E); ci=40; ri=25.

Caráter 16. Peritrema ostiolar, comprimento: (0) com a metade ou menor do que a largura da metapleura; (1) com mais da metade da largura da metapleura; ci=20; ri=42.

Caráter 17. Metasterno: (0) não-elevado; (1) elevado; ci=50; ri=0.

Caráter 18. Escutelo, calo pálido no ápice: (0) ausente; (1) presente; ci=12; ri=30.

Caráter 19. Escutelo, conjunto de máculas pálidas na base: (0) ausente; (1) presente, com três máculas ou menos; (2) presente, com cinco máculas; ci=40; ri=66.

Caráter 20. Hemiélitro, ângulo lateral do cório e margem sutural: (0) em ângulo obtuso, arredondado, margem sutural convexa (Fig. 3F); (1) em ângulo agudo, margem sutural sinuosa (Fig. 3G); (2) em ângulo agudo, margem sutural retilínea (Fig. 3H); ci=28; ri=66.

Abdômen

Caráter 21. Urosternitos, máculas negras na margem dos ângulos póstero-laterais: (0) ausentes; (1) presentes, menores que o espiráculo; (2) presentes, maiores que o espiráculo; ci=25; ri=60.

Caráter 22. Abdômen, superfície ventral: (0) com puncturas; (1) rugosa; (2) lisa; ci=28; ri=0.

Caráter 23. Espinho abdominal: (0) ausente; (1) presente, não ultrapassando as metacoxas, ápice arredondado; (2) presente, não ultrapassando as metacoxas, ápice agudo (Fig. 3J); (3) presente, ultrapassando as metacoxas (Fig. 3J); ci=33; ri=64.

Caráter 24. Espiráculo abdominal, calo: (0) ausente ou inconspícuo e concolor com o abdômen; (1) presente, desenvolvido, com coloração pálida ou negra; ci=33; ri=0.

Caráter 25. Espiráculo abdominal, mácula verde: (0) ausente; (1) presente; ci=20; ri=20.

Genitália de Fêmea

Caráter 26. Gonapófises 9, protuberância mediana posterior: (0) ausente; (1) presente (Fig. 4A); ci=16; ri=44.

Caráter 27. Gonapófises 9, espessamento secundário: (0) ausente; (1) presente, cobrindo menos da metade da gonapófise 9 (Fig. 4B); (2) presente, cobrindo mais da metade da gonapófise 9 (Fig. 4D); ci=25; ri=53.

Caráter 28. Espessamento anterior da íntima vaginal: (0) mais longo que largo (Fig. 4B); (1) mais largo que longo (Fig. 4D); ci=16; ri=44.

Caráter 29. Espessamento posterior da íntima vaginal: (0) ausente; (1) presente, subcilíndrico e pouco esclerotizado (Fig. 4C); (2) presente, com uma constrição transversal (Fig. 4B); (3) presente, com esclerotização posterior (Fig. 4D); ci=27; ri=46.

Caráter 30. Parede interna da área vesicular: (0) retilínea; (1) sinuosa (Fig. 4E). ci=33; ri=0.

Caráter 31. *Ductus receptaculi*, comprimento da região posterior à área vesicular em relação à anterior: (0) menor do que a anterior; (1) maior do que a anterior; ci=50; ri=80.

Caráter 32. *Ductus receptaculi*, comprimento da região posterior à área vesicular em relação à *pars intermedialis*: (0) com menos que três vezes o comprimento da *pars intermedialis*; (1) com mais de três vezes o comprimento da *pars intermedialis*; ci=20; ri=55.

Caráter 33. Região distal do *ductus receptaculi* justaposta à crista anular anterior: (0) cônica ou reduzida (Fig. 4F); (1) semi-esférica (Fig. 4I); (2) anelada (Fig. 4G); ci=40; ri=25.

Caráter 34. *Capsula seminalis*, forma (Fig.): (0) alongada (Fig. 4F); (1) globosa (Fig. 4H); (2) reduzida ou disforme (Fig. 4I); ci=18; ri=25.

Caráter 35. *Capsula seminalis*, processos: (0) ausente ou reduzidos; (1) cônicos (Fig. 4J); (2) digitiformes (Fig. 4K); ci=22; ri=50.

Genitália de Macho

Caráter 36. Pigóforo, ângulos póstero-laterais: (0) inconspícuos, pouco projetados (Fig. 5A); (1) desenvolvidos posteriormente, formando dois lobos laterais (Fig. 5B); ci=16; ri=16.

Caráter 37. Pigóforo, pigmentação das margens internas dos ângulos póstero-laterais: (0) concolores com o pigóforo; (1) enegrecidas (Fig. 5D); ci=100; ri=100.

Caráter 38. Décimo segmento abdominal, esclerotização: (0) em placa única; (1) dividido em 1 + 1 placas (Fig. 5F); ci=16; ri=54.

Caráter 39. Pigóforo, processo marginal do bordo dorsal: (0) ausente ou reduzido; (1) em faixa esclerotizada (Fig. 5G, 6A); (2) em processo dentiforme (Fig. 5H); ci=40; ri=0.

Caráter 40. Pigóforo, processo superior do bordo dorsal: (0) ausente; (1) presente em forma de placa esclerotizada, com microesculturações (Fig. 5G, 6A); (2) presente, restrito a região com microesculturações na parede da taça genital; ci=28; ri=58.

Caráter 41. Pigóforo, abas do folheto superior do bordo ventral: (0) ausentes; (1) presentes (Fig. 5E); ci=50; ri=50.

Caráter 42. Pigóforo, carenas longitudinais do “cup-like sclerite”: (0) desenvolvidas atingindo o bordo ventral; (1) evanescentes, não atingindo o bordo ventral (Fig. 6B); ci=100; ri=100.

Caráter 43. “Cup-like sclerite”, carena transversal (“transverse ridge”) posterior: (0) presente (Fig. 5I); (1) ausente (Fig. 5D, J); ci=25; ri=76.

Caráter 44. *Processus capitati*, forma e tamanho relativo ao diâmetro do *phallus*: (0) elíptico, com mais da metade do diâmetro; (1) elíptico, com menos da metade do

diâmetro; (2) falciforme, com menos da metade do diâmetro; (3) falciforme, com mais da metade do diâmetro; ci=37; ri=0.

Caráter 45. *Phallus*, lobos da conjuntiva: (0) um ou dois lobos (Fig. 7A); (1) três lobos (Fig. 7B); (2) 4 lobos ou mais; ci=22; ri=12.

Caráter 46. Conjuntiva, esclerotização dos lobos: (0) ao menos dois lobos com ápice esclerotizado (Fig. 7A); (1) sem esclerotização apical dos lobos. ci=11; ri=38.

Caráter 47. *Phallus*, forma do *ductus seminis distalis* na região anterior à vesícula: (0) sinuoso (Fig. 7C); (1) retilíneo (Fig. 7A); ci=20; ri=55.

Caráter 48. Vesícula, processos: (0) presente, com 1+1 processos laterais (Fig. 7D); (1) presente, circundando a vesícula; (2) ausente; ci=40; ri=0.

Caráter 49. Parâmeros, em vista posterior do pígoforo: (0) com um lobo espatulado; (1) bilobado; (2) trilobado; ci=22; ri=46.

Caráter 50. Parâmeros: (0) não geniculado; (1) geniculados; ci=50; ri=87.

Caráter 51. Parâmero, cerdas da região apical: (0) inseridas diretamente na parede dos parâmeros; (1) inseridas em processo digitiforme (Fig. 7E); (2) inseridas em uma protuberância não digitiforme (Fig. 7F); (3) ausentes, ci=20; ri=36.

Análise Cladística

A análise de parcimônia foi baseada na matriz de dados composta por 32 táxons terminais e 51 caracteres, destes 32 binários e 19 multiestados (Tab. 2). Dos 51 caracteres analisados, 11 referem-se a caracteres de cabeça, nove de tórax, cinco de abdômen, 10 de genitália de fêmea e 16 de genitália de macho.

A primeira busca pela solução mais parcimoniosa realizada com pesos iguais dos caracteres resultou em dois cladogramas com 288 passos, índice de consistência 26 e índice de retenção 47. Os dois cladogramas resultantes diferem somente quanto à posição de *Afrochinavia rinapsa*, que pode estar na base das espécies do clado de *Chinavia*, corroborando os resultados de Schwertner (2005), ou como espécie irmã de *Chinavia pallidoconspersa*. O consenso resultante apresentou índice de consistência 26, índice de retenção 47 e 290 passos (Fig. 8).

A segunda análise efetuada com pesagem implícita dos caracteres, utilizando-se constante de concavidade de $k=3$ resultou em um cladograma (Fig. 9), com “fitness” de

25.46754. Usualmente esquemas de pesagem só são justificáveis quando as buscas com pesos iguais dos caracteres resultam em um número elevado de árvores, ou como uma alternativa na escolha das árvores mais parcimoniosas com pesos iguais. A opção pela pesagem igual dos caracteres só é justificável se todos os caracteres proporcionam evidências igualmente robustas no resultado mais parcimonioso. Entretanto essa alegação, de igualdade dos caracteres, é rejeitada pela maior parte das análises cladísticas publicadas, onde alguns caracteres apresentam muitas homoplasias e outros são perfeitamente hierarquizados (Goloboff 1993).

Foi aplicado um consenso nos cladogramas resultantes da análise com pesagem igual (Fig. 8) e com pesagem implícita dos caracteres (Fig. 9), que gerou o cladograma da Fig. 10. Em todas as análises o clado composto por *Parantestia thethys*⁺, se manteve constante e inalterado, apesar de não possuir nenhuma sinapomorfia unicamente derivada (Fig. 10). Este clado inclui *Parantestia thethys* (Antestini), *Bathycoelia horvathi* (Bathycoeliini), *Porphyroptera guineensis* (Antestini), e com exceção de *Pseudoacrosternum cachani* (Nezarini), os demais táxons do grupo *Nezara* proposto por Schwertner (2005).

As relações entre *Parantestia guineensis*, *Bathycoelia horvathi* e o grupo *Nezara* são corroboradas pelos cladogramas das duas análises aqui empregadas (Fig. 8-10). A tribo Bathycoeliini está composta por um gênero e 32 espécies (Rider 2009). Cachan (1952) havia reconhecido a tribo Bathycoelaria, em um estudo dos petatomídeos de Madagascar, para incluir três espécies de *Bathycoelia* e uma espécie de *Gastraulax* Herrich-Shäfer. Segundo Linnavuori (1982) o grupo *Bathycoelia* derivou do grupo *Antestia*, por compartilhar características como: pronoto com margens laterais afiladas e margem apical elevada (ângulos umerais); peritrema ostiolar longo e de ápice afilado (“needle-like”) e ampla área evaporatória metapleurar; presença de uma carena ventral no abdômen; estrutura da genitália masculina e da espermateca das fêmeas semelhantes. A presença de uma depressão mediana no abdômen, também presente nas espécies com uma carena mediana no abdômen, é um caráter diagnóstico para o grupo (Cachan 1952; Linnavuori 1982). Para Linnavuori (1982) o fato de *B. horvathi* compartilhar características com algumas espécies de *Parantestia* (Antestini), como a forma da cabeça, rostro curto, urosternitos com depressão mediana superficial e corpo convexo, seria um indicativo da posição basal da espécie no gênero *Bathycoelia*. As relações filogenéticas de *Bathycoelia* com os gêneros *Glaucias*, *Nezara* e *Chinavia* foram

inferidas por Ahmad (1996), pela presença compartilhada dos seguintes caracteres: segundo antenômero mais curto que o terceiro; processo do gonóporo curto e grosso (gonoporal process short and stubby); um par de lobos da conjuntiva, predominantemente membranosos, podendo apresentar ápices esclerotizados e processos tubulares pares na *capsula seminalis*.

O clado *Porphyroptera guineensis*⁺ compartilha o caráter sinapomórfico carenas longitudinais do “cup-like sclerite” evanescentes e não atingindo o recorte do bordo ventral do pigóforo (42¹). Estas relações são suportadas pelos resultados de Schwertner (2005) que propôs este caráter, além dos caracteres lobo ventral do tubérculo anterífero desenvolvido e espessamentos secundários da gonapófise 9 recobrimdo mais da metade da superfície, para suportar a transferência de *P. guineensis* para o grupo *Nezara*, e para Nezarini. Ainda Schwertner (2005) interpretou as carenas longitudinais do “cup like sclerite” como não evanescentes em *N. viridula*, porém aqui consideramos como evanescentes (42¹ - Fig. 6B). As relações cladísticas para o grupo *Nezara* (exceção *P. cachani*), na presente hipótese e na análise de Schwertner (2005) são congruentes, pela presença do clado composto por *P. guineensis*⁺.

A posição de *Pseudoacrosternum cachani* entre os terminais mais basais do cladograma com pesos iguais (Fig. 8), e formando um clado monofilético, na análise com pesagem implícita (Fig. 9), é incongruente com os resultados de Schwertner (2005). O clado formado por *Pseudoacrosternum cachani*, *Kurumana bechuana*, *Brachynema cictum* e *Parachinavia prunasis* é sustentado pelo caráter sinapomórfico parede interna da área vesicular sinuosa (30¹). Os resultados de Schwertner (2005) indicam uma posição basal para *P. cachani* no grupo *Nezara*, com a presença de cinco caracteres homoplásticos e compartilhando as sinapomorfias propostas para o grupo referidas na introdução do trabalho. Na presente análise os caracteres carenas longitudinais do “cup-like sclerite” desenvolvidas e atingindo o bordo ventral (42⁰ – Fig. 5I), e a presença de uma carena transversal (“transversal ridge”) no “cup-like sclerite” (43⁰ – Fig. 5I), foram aqui assumidos para *P. cachani* (Fig. 5I), distintamente da interpretação dada por Schwertner (2005). Em decorrência da reinterpretação dos caracteres de genitália masculina, que forneciam suporte para a inclusão desta espécie no grupo *Nezara*, sua posição permanece incerta quanto aos demais táxons de Nezarini e Antestini desta análise.

Os gêneros *Alciphron*, *Acrosternum* e *Glaucias*, atualmente alocados em Nezarini por Rider (2009), e o gênero *Plautia* (Antestini), foram agrupados por Gross (1976) no grupo *Pentatoma*, com base em características como: ângulos umerais usualmente arredondados ou obtusos; peritrema ostiolar longo e curvado anteriormente (15¹; exceto em *Nezara*); parâmeros em forma de “T” ou “C” (caráter 50); lobos das conjuntiva (caráter 45) e processos da *capsula seminalis* (caracteres 45 e 46). Para Gross (1976), parte do grupo *Pentatoma* compartilha com o grupo *Rhynchocoris* uma carena mesosternal (caráter 14) e metasternal elevada medianamente (caráter 17); estes dois grupos compartilham com o grupo *Antestia* a presença de uma protuberância abdominal mediana ou um espinho projetado anteriormente (23³).

Linnavouri (1982) relacionou *Acrosternum*, *Aethemenes* e *Nezara*, no grupo *Nezara*, com base na forma e comprimento do peritrema ostiolar (caráter 15 e 16 respectivamente); espinho abdominal (caráter 23); forma da *capsula seminalis* e dos processos (caráter 34 e 35 respectivamente).

Dos caracteres empregados na definição de grupo de gêneros por Linnavouri (1982) e Gross (1975, 1976), alguns foram reinterpretados neste estudo e foram importantes na definição de clados. O metasterno elevado (17¹) aparece como uma sinapomorfia de *Banasa dubia* e *Glaucias amyoti*, na análise com pesos implícitos (Fig. 9). Este estado é amplamente distribuído em Pentatomidae (Gross 1975, 1976), e pode apresentar diversos graus de desenvolvimento. Ainda, a presença de espinho abdominal, de ápice arredondado e não ultrapassando as metacoxas (23¹), é uma homoplasia que auxilia na sustentação do grupo *Acrosternum hegeeri*⁺, sendo que o estado 23² (ápice agudo, não ultrapassando as metacoxas) é uma homoplasia para o grupo *Neoacrosternum rufidorsum*⁺, ocorrendo também em *Banasa dubia* e *Pentatoma rufipes*. O estado 23³ (espinho abdominal ultrapassando as metacoxas) ocorre em *Chinavia pallidoconspersa*, *Kermana fucosa* e *Grazia tincta*. Entretanto as três espécies apresentam variações quanto a morfologia do espinho abdominal; estudos que venham a utilizar essa característica devem considerar esta variação, com a finalidade de se obter estados mais restritivos.

O clado formado por *Bergrothina camerunensis*⁺, no esquema com pesagem (Fig. 9), é sustentado pela presença de puncturas rasas na cabeça, podendo estar restritas a determinadas regiões (11¹ - Fig. 2G).

O clado *Parachinavia prunasis*⁺ + *Antestia trispinosa* + *Sabaeus humeralis*⁺ + *Acrosternum hegeeri*⁺ (Fig. 9), da análise com pesagem, é sustentado pela sinapomorfia ângulo lateral do cório com margem sutural sinuosa (20¹). Este caráter reverte no clado *Porphyroptera guineensis*⁺ e em *Sabaeus humeralis*, com reconstrução ambígua clados *Brachynema cinctum*⁺ e *Kermana fucosa*⁺. O clado também é sustentado pelas homoplasias: primeiro segmento do rostro não ultrapassando o comprimento das búculas (7¹), revertendo em *Porphyroptera guineensis* e *Chlorochroa say* (Fig. 1F); peritrema ostiolar com mais da metade da largura metapleural (16¹), com reverção para *Brachynema cinctum*, *Chlorochroa sayi*, *Chlorochroa semilis* e *Nezara viridula*; urosternitos com máculas negras nas margens dos ângulos póstero-laterais (21²). Os estados derivados dos caracteres homoplásicos 7, 16 e 21, ocorrem fora do clado, em *Carpocoris purpuripennis*, o que pode explicar a posição derivada do clado na análise com pesos iguais. Segundo Gapud (1991) *Carpocoris* (Carpocorini) é uma das linhagens mais basais de Pentatomidae, resultado corroborado no esquema de pesagem (Fig. 9).

O resultado da busca com pesagem implícita (Fig. 9), indica um possível agrupamento de gêneros, relativos ao clado *Acrosternum hegeeri*⁺, com base no caráter “cup-like sclerite”, não limitado posteriormente por uma carena transversal (*transversal ridge* - 43¹). Este clado inclui, além dos táxons pertencentes a Nezarini, Antestini e Bathycoelini, *Kermana fucosa* e *Banasa dubia* pertencentes à Pentatomini. Na busca com pesos iguais este caráter resulta em uma homoplasia, ocorrendo no clado *Glaucias amyoti* + *Roferta marginalis*⁺ e nas espécies *Acrosternum hegeeri*, *Kermana fucosa* e *Banasa dubia*. Os caracteres relativos ao “cup-like sclerite” (42¹ e 43¹), podem estar morfológicamente relacionados a posição do *phallus* na taça genital. Parece haver uma tendência de redução da “*transveral ridge*” e das “*longitunal ridges*” à medida que a posição do “cup-like sclerite” avança em direção posterior na taça genital, aproximando-se da abertura do bordo ventral.

Os caracteres processo marginal do bordo dorsal (39) e processo superior do bordo dorsal (40) foram pouco eficientes na definição de grupos, nos dois esquemas de pesagem. O processo superior do bordo dorsal restrito a uma região com microesculturações na parede da taça genital (40²) é de difícil visualização em microscopia óptica. Estudos mais detalhados desta estrutura devem ser realizados, para

que se possa estabelecer estados com maior nível de detalhamento e hipóteses de homologia primárias mais acuradas.

As relações dos táxons frequentemente incluídos em Nezarini e Antestini foram inferidas empiricamente (Gross 1976; Linnavouri 1982), e com base em dados cladísticos (Ahamad 1996; Schwertner 2005). À luz dos caracteres aqui estudados e nos dois esquemas de pesagem empregados, não foi possível corroborar uma hipótese de monofilia para Nezarini, ou para os terminais dos grupos externos pertencentes a Antestini e Pentatomini, seguindo a classificação proposta por Rider (2009). Tanto no esquema de pesos implícitos, como na análise com pesos iguais, os táxons terminais das duas tribos ocorrem conjuntamente nos clados terminais resultantes (Fig. 7-8). As relações entre os táxons destas tribos permanecem incertas, não havendo até o momento caracteres sinapomórficos ou conjunto de caracteres diagnósticos que suportem os agrupamentos. A íntima relação entre Nezarini, Antestini e Bathycoeliini é corroborada com os resultados aqui apresentados, e a busca por possíveis grupos monofiléticos nos táxons constituintes destas tribos deve incluir o maior número possível de representantes, não se restringindo a nenhum dos grupos propostos empiricamente.

REFERÊNCIAS

- Ahmad, I. (1996) A revision of the green stink bug tribe Pentatomini Leach (Hemiptera: Pentatomidae: Pentatominae) from Indo-Pakistan subcontinent with special reference to their cladistics. *Proceedings of the Pakistan Congress of Zoology*, 16, 41–86.
- Atkinson, E.T. (1888) Notes on Indian Rhynchota, Heteroptera. *Journal of the Asiatic Society of Bengal*, 4, 118–184.
- Bergroth, E. (1914) Notes on some genera of Heteroptera. *Annales de la Société Entomologique de Belgique*, 58, 23–28.
- Cachan P. (1952) Les Pentatomidae de Madagascar (Hémiptères, Hétéroptères). *Mémoires de L' Institut Scientifique de Madagascar (ser. E.)*, 1, 231–462.
- Cassis, G. & Gross, G.F. (2002) Hemiptera: Heteroptera (Pentatomomorpha). In: Houston, W.W.K. & Wells, A. (Eds), *Zoological Catalogue of Australia. Vol. 27.3B*. CSIRO Publishing, Melbourne, 737 pp.
- Distant, W.L. (1902) *The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Rhynchota I*. Taylor and Francis, London, 438 pp.
- Ferrari, A., Schwertner, C.F. & Grazia, J. (2009) Review, cladistic analysis and biogeography of *Nezara* Amyot & Serville (Hemiptera: Pentatomidae). *Zootaxa*.
- Fieber, F.X. (1860-1861) Die europäischen Hemiptera Halbflügler (Rhynchota Heteroptera). *Nach der analytischen Methode bearbeitet*. Wien, Gerold, pp. 113–444.
- Freeman, P. (1940) A contribution to the study of the genus *Nezara* Amyot & Serville (Hemiptera, Pentatomidae). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 90, 351–374.
- Goloboff, P.A. (1993) Estimating character weights during tree search. *Cladistics*, 9, 83–91.
- Golobof, P.A., Farris, J.S., & Nixon, K. (2003) *TNT: Tree Analysis Using New Technology 1.0*. Disponível em <http://www.zmuc.dk/Public/Phylogeny/TNT/>.
- Gross, G.F. (1975-1976) *Plant-feeding and other bugs (Hemiptera) of South Australia. Heteroptera – Part I and II*. Adelaide, Handbook Flora Fauna South Australia. A. B. James, 501 pp.
- Gapud, V.P. (1991) A generic revision of the Asopinae, with consideration of its phylogenetic position in the family Pentatomidae and superfamily Pentatomoidea (Hemiptera-Heteroptera). *Philippine Entomologist*, 8, 865–961.

- Grazia, J., Fortes, N.D.F. & Campos, L.A. (1999) Pentatomoidea. In: Joly, C.A. & Bicudo, C.E.M. de (Eds), *Biodiversidade do estado de São Paulo, Brasil Heteroptera of economic importance*. FAPESP, São Paulo, pp. 421–474.
- Grazia, J., Schuh, R.T. & Wheeler, W.C. (2008) Phylogenetic relationships of family groups in Pentatomoidea based on morphology and DNA sequences. *Cladistics*, 24, 932–976.
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. (2005) *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, Hong Kong, 755 pp.
- Hasan, S.A & Kitching, I.J. (1993) A cladistics analysis of the tribes of Pentatomidae (Heteroptera). *Japanese Journal of Entomology*, 61, 661–669.
- Kirkaldy, G.W. (1909) *Catalogue of the Hemiptera (Heteroptera) with biological and anatomical references, lists of foodplants and parasites, etc. Vol. I. Cimicidae*. Berlin, 392 pp.
- Linnavuori, R.E. (1972) Studies on African Pentatomoidea. *Arquivos do Museu Bocage*, 3 (15), 395–434.
- Linnavuori, R.E. (1982) Pentatomidae and Acanthosomatidae (Heteroptera) of Nigeria and the Ivory Coast, with remarks on species of the adjacent countries in West and Central Africa. *Acta Zoologica Fennica*, 163, 1–176.
- McPherson, J.E. & McPherson, R.M. (2000) *Stink bugs of economic importance in America North of Mexico*. CRC Press, Boca Raton, Florida, 253 pp.
- Nixon, K.C. (2002) *Winclada (BETA)* ver. 1.00.08. Publicado pelo autor, Ithaca, New York.
- Nixon, K.C. & Carpenter, J.M. (1993) On outgroups. *Cladistics*, 9, 413–426.
- Orian, A.J.E. (1965) A new genus of Pentatomidae from Africa, Madagascar and Mauritius (Hemiptera). *Proceedings of the Royal Entomological Society of London*, 34, 25–29.
- Panizzi, R.A., McPherson, J.E., James, D.G., Javahery, M. & McPherson, R.M. (2000) Stink bugs (Pentatomidae). In: Schaefer, C.W. & Panizzi, R.A. (Eds), *Heteroptera of economic importance*. CRC Press, Boca Raton, Florida, pp. 421–474.
- Rider, D.A. (2009) *Pentatomoidea Home page* — North Dakota State University. Disponível em <http://www.ndsu.nodak.edu/ndsu/rider/Pentatomoidea/>. Acessado em janeiro de 2009.
- Roche, P.J.L. (1977) Pentatomidae of the granitic islands of Seychelles (Heteroptera). *Revue Zoologique Africaine*, 91, 558–572.

- Rolston, L.H. (1983) A revision of the genus *Acrosternum* Fieber, subgenus *Chinavia* Orian, in the Western Hemisphere (Hemiptera: Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society* 91, 97–176.
- Schuh, R.T. (1986) The influence of cladistics on heteropteran classification. *Annual Review of Entomology*, 31, 67–93.
- Schuh, R.T. (2000) *Biological systematics: principles and applications*. Cornell University Press, Ithaca, 236 pp.
- Schuh, R.T. & Slater, J.A. (1995) *True bugs of the world (Hemiptera: Heteroptera): classification and natural history*. Cornell University Press, Ithaca, 336 pp.
- Schwertner, C.F. (2005) *Filogenia e classificação do grupo Nezara Amyot & Serville, 1843 (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae)*. Tese de Doutorado, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 238 pp.
- Stål, C. (1876) Enumeratio Hemipterorum V. *Kongliga Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar*, 14, 1–162.
- Vázquez, A. & T. López (1999) Filogenia de Heteroptera. Evolución y Filogenia de Arthropoda. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 26, 427–434.
- Wall, M.A. (2005) *Phylogenetic relationships among Halyini (Pentatomidae: Pentatominae) genera based on morphology, with emphasis on the taxonomy and morphology of the Solomonius-group*. Tese de Doutorado, University of Connecticut, 264 pp.

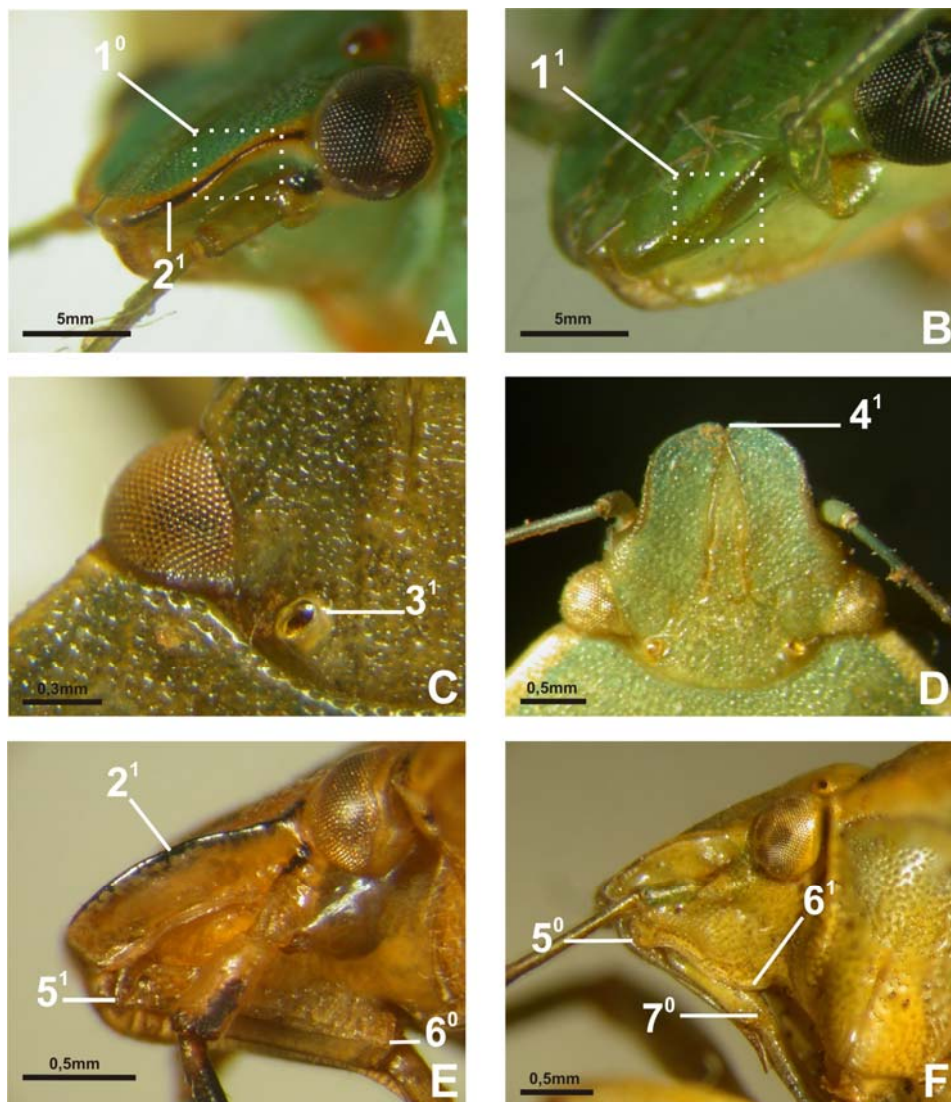


FIGURA 1. Cabeça, vista ântero-lateral. A. *Afrochinavia rinapsa*; B. *Glaucias amyoti*. Cabeça, vista dorsal. C. *Acrosternum hegeeri*; D. *Brachynema cinctum*. Cabeça, vista lateral. E. *Carpocoris purpuripennis*; F. *Chlorochroa sayi*. (1⁰, margens laterais das jugas emarginadas; 1¹, margens laterais das jugas arredondadas; 2¹, jugas com linha negra nas margens laterais; 3¹, ocelos emarginados por calo pálido; 4¹, jugas convergentes, com ápice justaposto; 5⁰, búculas, bordo anterior com projeção dentiforme arredondada; 5¹, búculas, bordo anterior truncado, formando um ângulo reto com as margens laterais; 6⁰, búcula, bordo posterior truncado; 6¹, búcula, bordo posterior evanescente; 7⁰, primeiro segmento do rostro ultrapassando as búculas).

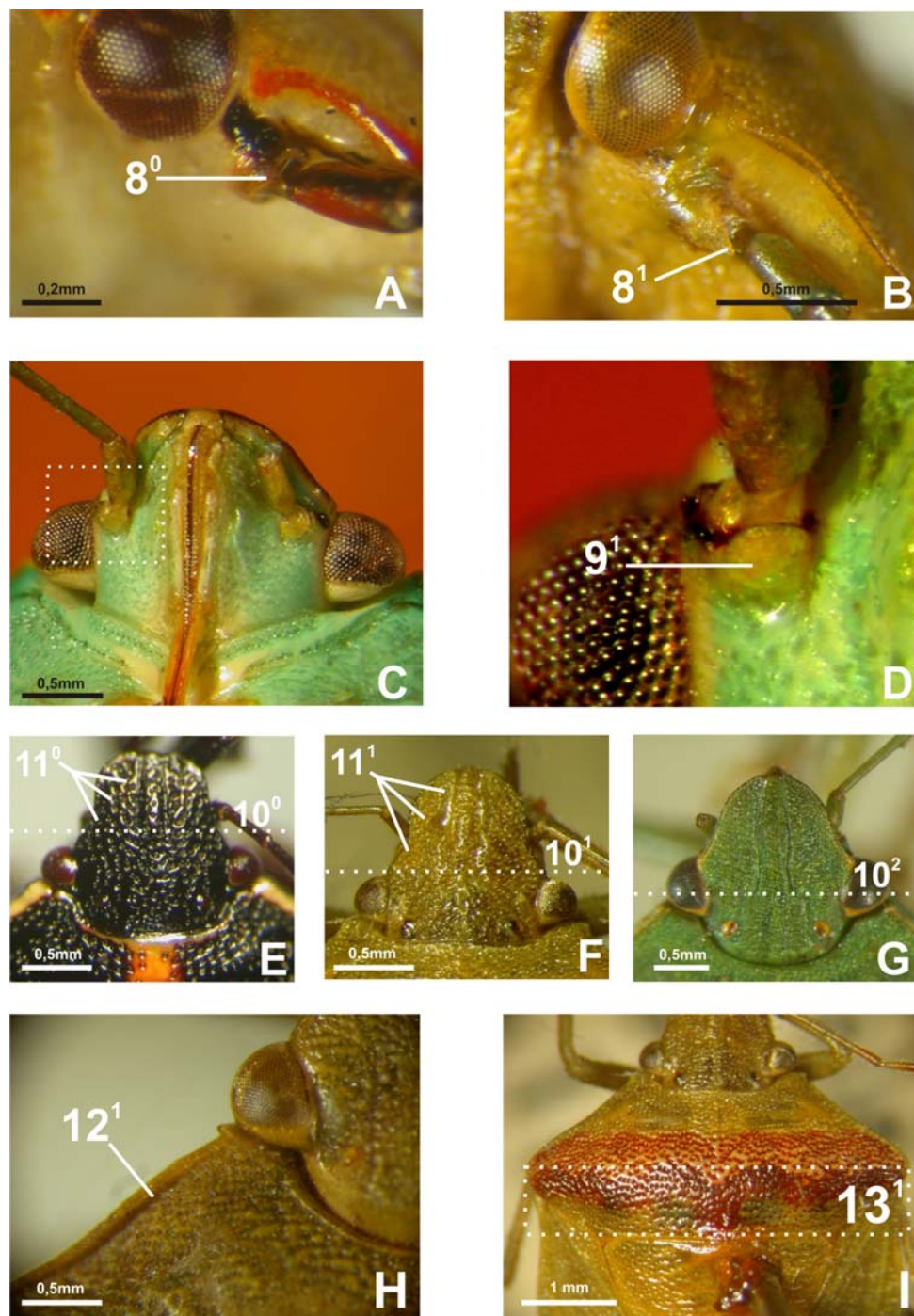


FIGURA 2. Tubérculo antenífero, vista ântero-lateral. A. *Grazia tincta*; B. *Chlorochroa sayi*. Cabeça em vista ventral, detalhe do tubérculo antenífero. C-D. *Afrochinavia rinapsa*. Cabeça, vista dorsal. E. *Cosmoepepla lintneriana*; F. *Cyptocephala antiguensis*; G. *Nezara viridula*. Tórax, em detalhe e em vista dorsal. H. *Chlorochroa sayi*; I. *Cyptocephala antiguensis*. (8^0 , dente lateral do tubérculo antenífero pouco desenvolvido ou ausente; 8^1 , dente lateral do tubérculo antenífero desenvolvido, mais longo do que largo; 9^1 , lobo ventral do tubérculo antenífero conspícuo, projetado em aba sobre a base do segmento I da antena; 10^0 , clipeo curto, iniciando antes da margem anterior dos olhos; 10^1 , clipeo iniciando junto à linha imaginária transversal anterior dos olhos; 10^2 , clipeo iniciando entre os olhos; 11^0 , cabeça com puncturas profundas, densa e uniformemente distribuídas; 11^1 , cabeça com puncturas rasas, podendo estar restritas a determinadas regiões; 12^1 , margens ântero-laterais do pronoto com sulco submarginal presente; 13^1 , banda enegrecida no terço posterior do pronoto presente).

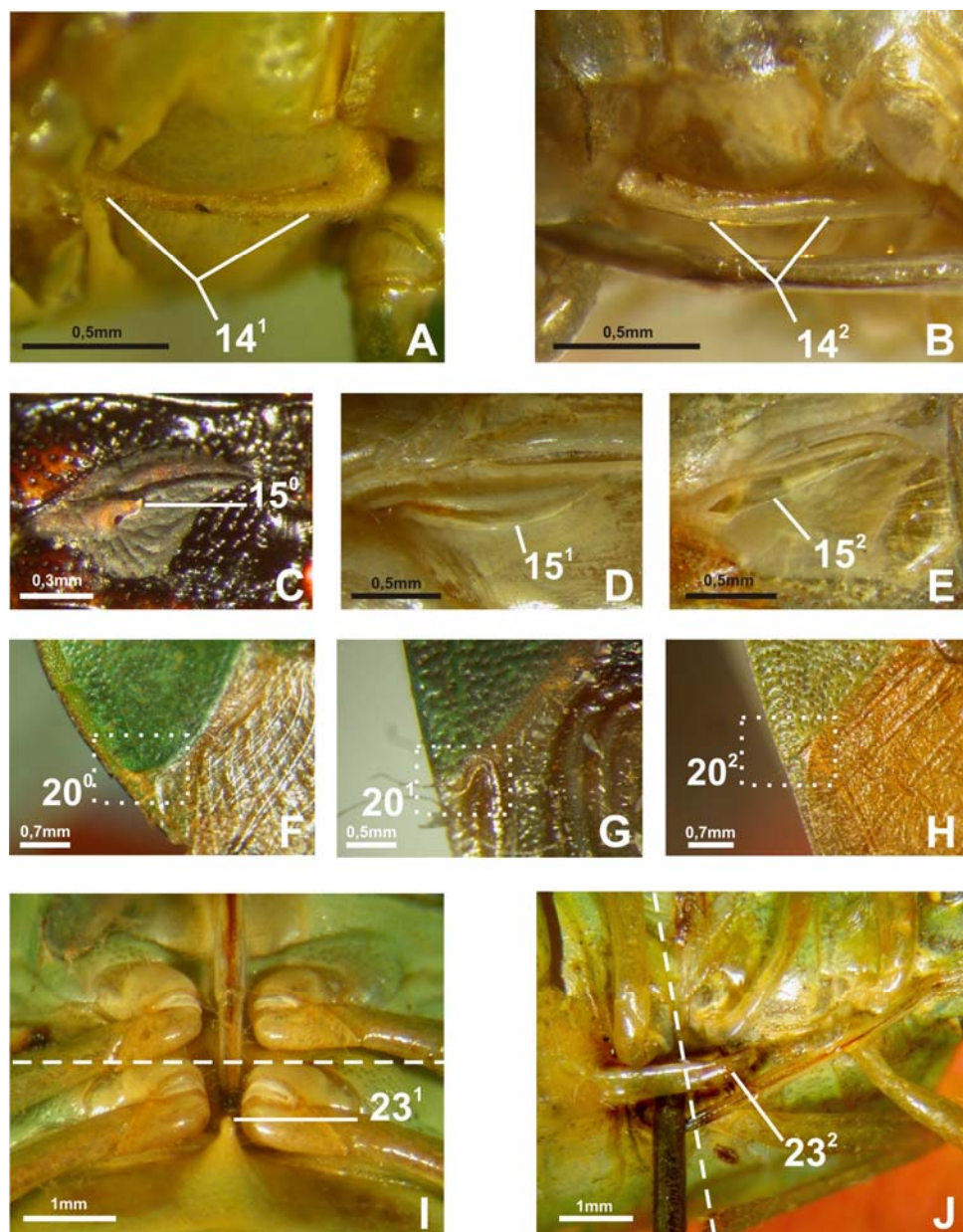


FIGURA 3. Carena mesoesternal, vista látero-ventral. A. *Neoacrosternum rufidorsum*; B. *Acrosternum hegeeri*. Metapleura, vista ventral, peritrema ostiolar. C. *Cosmopepla lintneriana*; D. *Bergrothina camerunensis*; E. *Parachinavia prunasis*. Hemiélitro, ângulo lateral do cório e margem sutural, vista dorsal. F. *Neoacrosternum rufidorsum*; G. *Bathycoelia horvathi*; H. *Palomena prasina*. Espinho abdominal, em vista ventral e látero-ventral, respectivamente. I. *Chinavia impicticornis*; J. *Chinavia pallidoconsersa*. (14¹, carena mesoesternal elevada anteriormente; 14², carena mesoesternal elevada uniformemente em toda extensão; 15⁰, peritrema ostiolar auricular, com ápice elevado; 15¹, peritrema ostiolar em ruga alongada com margem posterior curvada, de ápice afilado; 15², peritrema ostiolar em ruga alongada com margem posterior retilínea; 20⁰, hemiélitro, ângulo lateral do cório obtuso e margem sutural convexa; 20¹, hemiélitro, ângulo lateral do cório agudo e margem sutural sinuosa; 20², hemiélitro, ângulo lateral do cório agudo e margem sutural retilínea; 23¹, espinho abdominal presente, não ultrapassando as metacoxas e ápice arredondado; 23², espinho abdominal presente, não ultrapassando as metacoxas e ápice agudo).

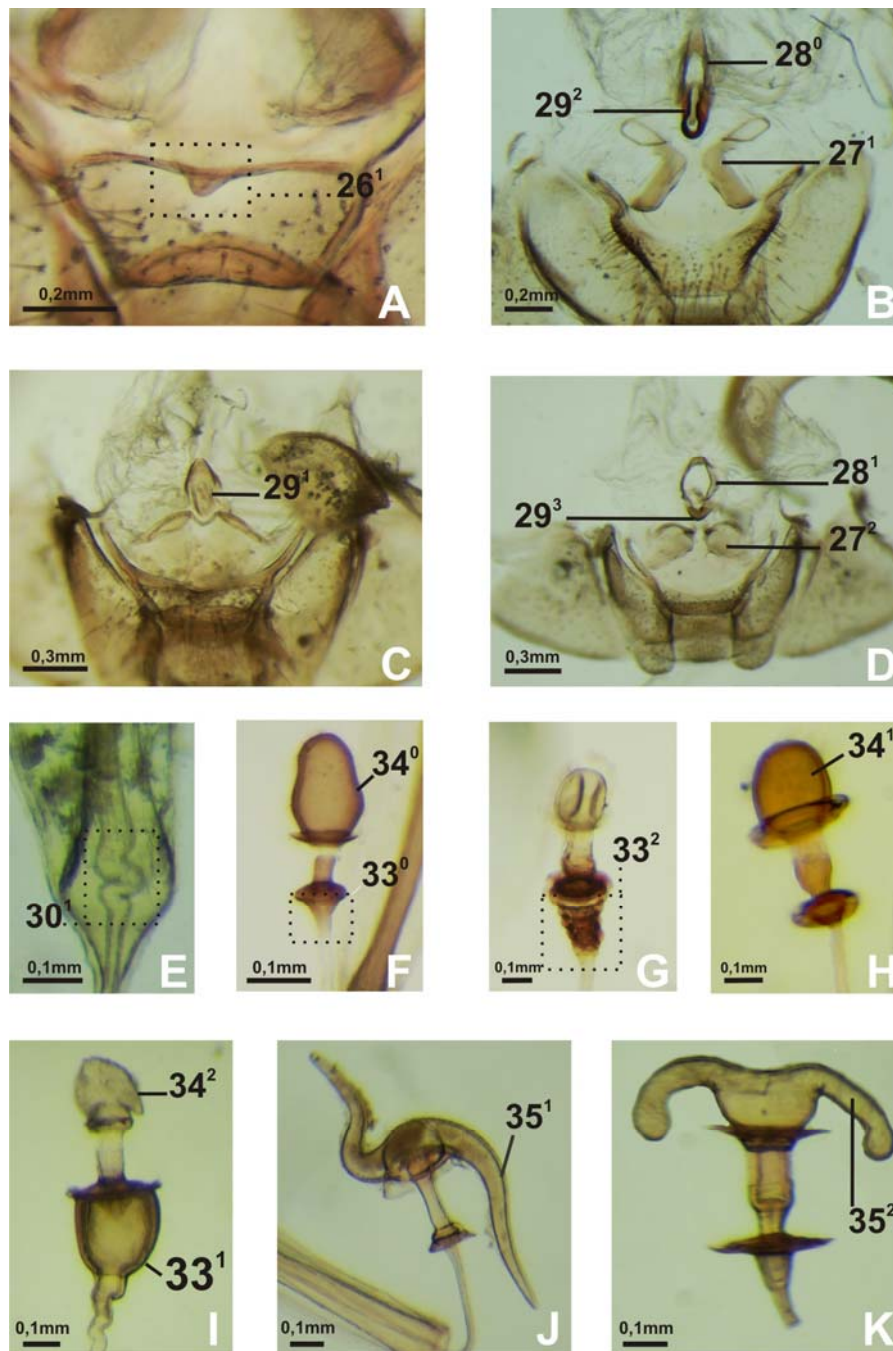


FIGURA 4. Gonapófises 9, região posterior. A. *Chinavia impicticornis*. Espessamento anterior e posterior da íntima vaginal, e espessamentos secundários das gonapófises 9. B. *Pentatoma rufipes*; C. *Afrochinavia rinapsa*; D. *Alciphron glaucus*. Área vesicular, região anterior. E. *Parachinavia prunasis*. *Capsula seminalis*. F. *Cosmopepla lintneriana*; G. *Carpocoris purpuripennis*; H. *Chlorochroa senilis*; I. *Parachinavia prunasis*; J. *Chinavia hilaris*; K. *Nezara viridula*. (26¹, gonapófises 9 com protuberância mediana posterior presente; 27¹, gonapófises 9 com espessamento secundário cobrindo menos da metade da gonapófises 9; 27², gonapófises 9 com espessamento secundário cobrindo mais da metade da gonapófise 9; 28⁰, espessamento anterior da íntima vaginal mais longo que largo; 28¹, espessamento anterior da íntima vaginal mais largo que longo; 29⁰, espessamento posterior da íntima vaginal ausente; 29¹, espessamento posterior da íntima vaginal presente, subcilíndrico e pouco esclerotizado; 29², espessamento posterior da íntima vaginal presente com uma constrição transversal; 30¹, parede interna da área vesicular sinuosa; 33⁰, região distal do *ductus receptaculi* justaposta à crista anular anterior cônica ou reduzida; 33¹, região

distal do *ductus receptaculi* justaposta à crista anular anterior semi-esférica; 33², região distal do *ductus receptaculi* justaposta à crista anular anterior anelada; 34⁰, *capsula seminalis*, forma alongada; 34¹, *capsula seminalis*, forma globosa; 35¹, *capsula seminalis*, processos cônicos; 35², *capsula seminalis*, processos digitiformes).

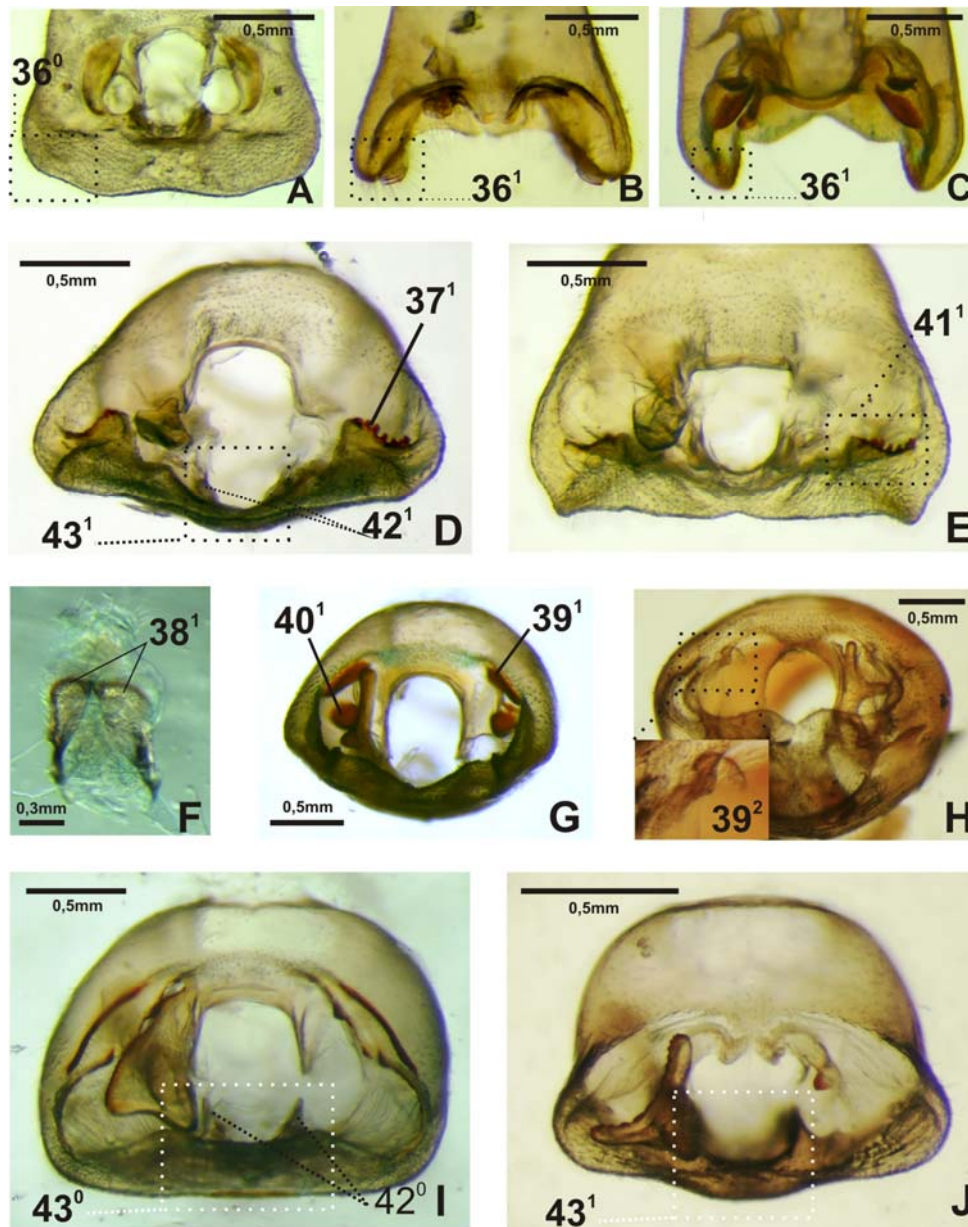


FIGURA 5. Pigóforo, vista póstero-dorsal. A. *Parachinavia prunasis*. Pigóforo, vista dorsal. B. *Acrosternum hegeeri*; C. *Neoacrosternum rufidorsum*. Pigóforo, vista posterior e dorsal, respectivamente. D-E. *Chinavia hilaris*. Segmento X. F. *Alciphron glaucus*. Pigóforo, vista posterior. G. *Neoacrosternum rufidorsum*; H. *Chlorochroa sayi*; I. *Pseudoacrosternum cachani*; J. *Cyptocephala antiguensis*. (36⁰, pigóforo, ângulos póstero-laterais inconspícuos; 36¹, pigóforo, ângulos póstero-laterais desenvolvidos posteriormente, formando dois lobos laterais; 37¹, pigóforo, pigmentação das margens internas dos ângulos póstero-laterais enegrecidas; 38¹, décimo segmento abdominal, esclerotizado em 1 + 1 placas; 39¹, pigóforo, processo marginal do bordo dorsal em faixa esclerotizada; 39², pigóforo, processo marginal do bordo dorsal em processo dentiforme; 40¹, pigóforo, processo superior do bordo dorsal presente em forma de placa esclerotizada, com microesculturações; 41¹, pigóforo, abas do folheto superior do bordo ventral presentes; 42⁰, pigóforo, carenas longitudinais do “cup-like sclerite” desenvolvidas atingindo o bordo ventral; 42¹, pigóforo, carenas longitudinais do “cup-like sclerite” evanescentes, não atingindo o bordo ventral; 43⁰, “cup-like sclerite”, carena transversal (“transverse ridge”) posterior presente; 43¹, “cup-like sclerite”, carena transversal (“transverse ridge”) posterior ausente).

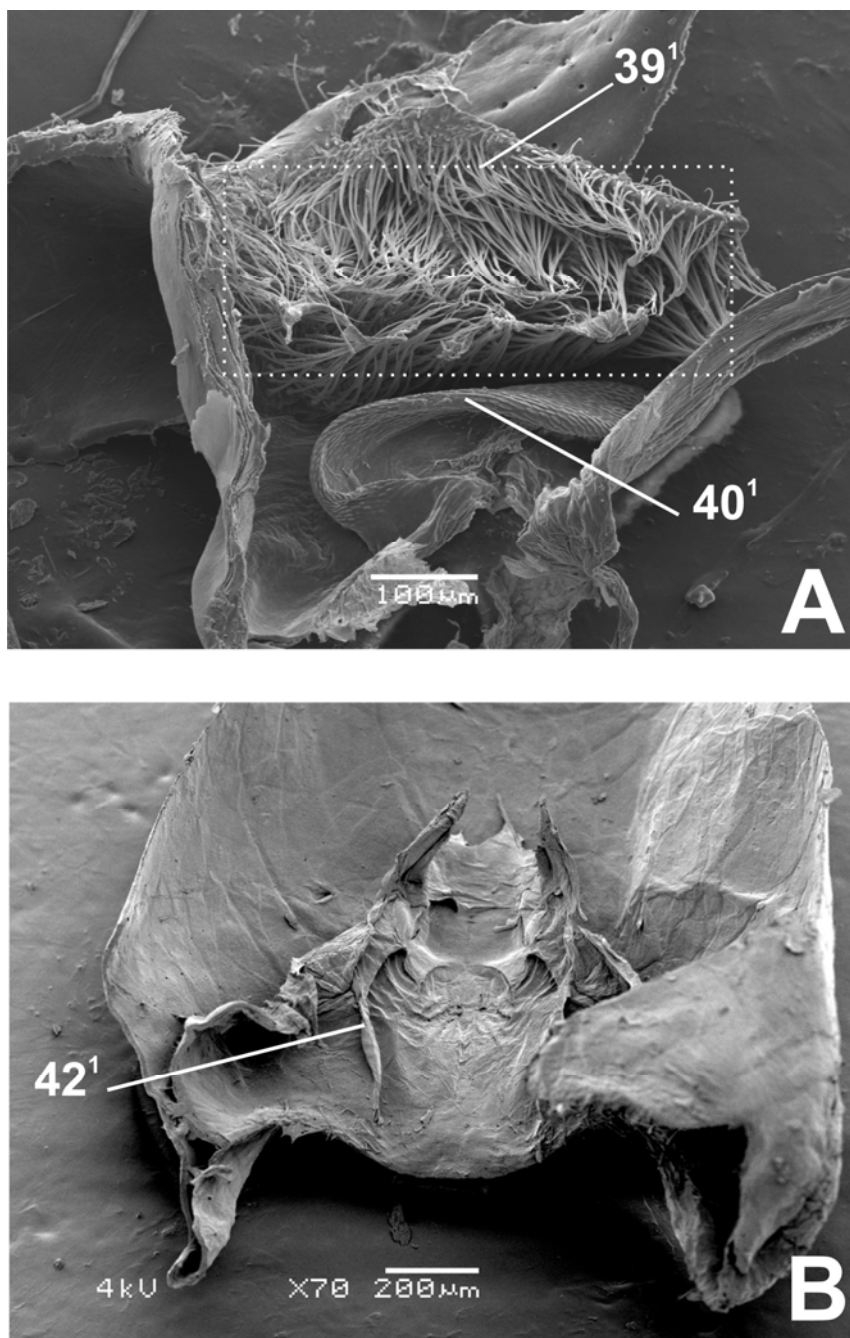


FIGURA 6. Pigóforo, vista interna da parede ventral, *Nezara viridula*. A. detalhe do processo marginal do bordo dorsal; B. processo superior do bordo ventral “cup-like sclerite” (39¹, pigóforo, processo marginal do bordo dorsal em faixa esclerotizada; 40¹, pigóforo, processo superior do bordo dorsal presente em forma de placa esclerotizada, com microesculturações; 42¹, pigóforo, carenas longitudinais do “cup-like sclerite” evanescentes, não atingindo o bordo ventral).

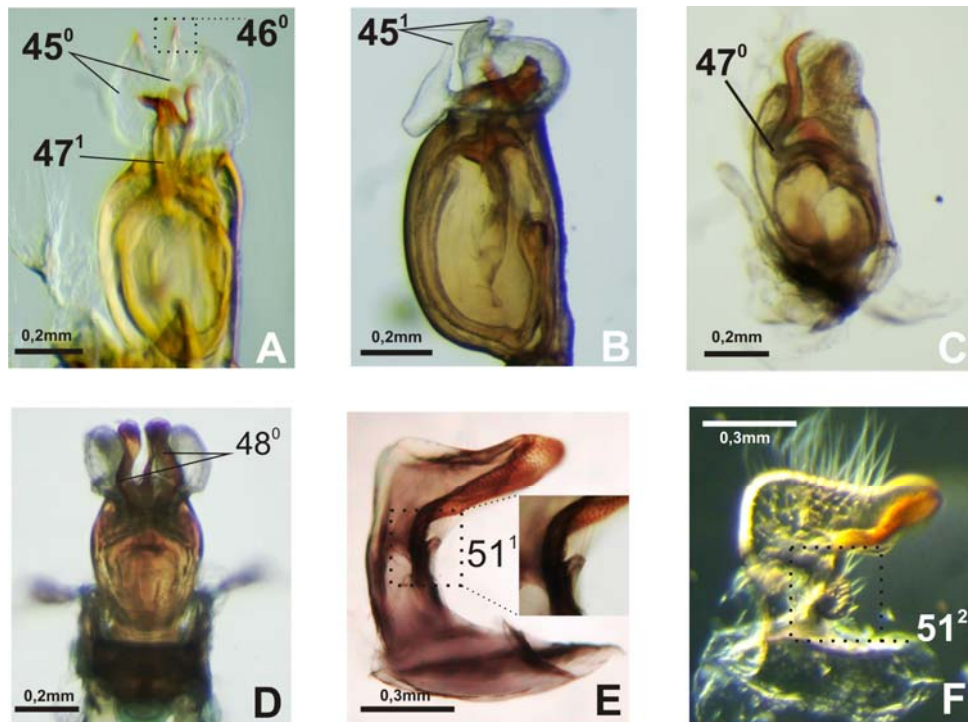


FIGURA 7. *Phallus*. A. *Roferta marginalis*; B. *Sabaeus humeralis*; C. *Kermana fucosa*; D. *Brachynema cinctum*. Parâmetro direito, vista lateral interna. E. *Nezara viridula*; F. *Roferta marginalis*. (45⁰, *phallus*, um ou dois lobos da conjuntiva; 45¹, *phallus*, três lobos da conjuntiva; 46⁰, conjuntiva, ao menos dois lobos com ápice esclerotizado; 47⁰, *phallus*, forma do *ductus seminis distalis* na região anterior à vésica sinuoso; 47¹, *phallus*, forma do *ductus seminis distalis* na região anterior à vésica retilíneo; 48⁰, vésica com 1+1 processos laterais; 51¹, parâmetro, cerdas da região apical inseridas em um processo digitiforme; 51², parâmetro, cerdas da região apical inseridas em uma protuberância não digitiforme).

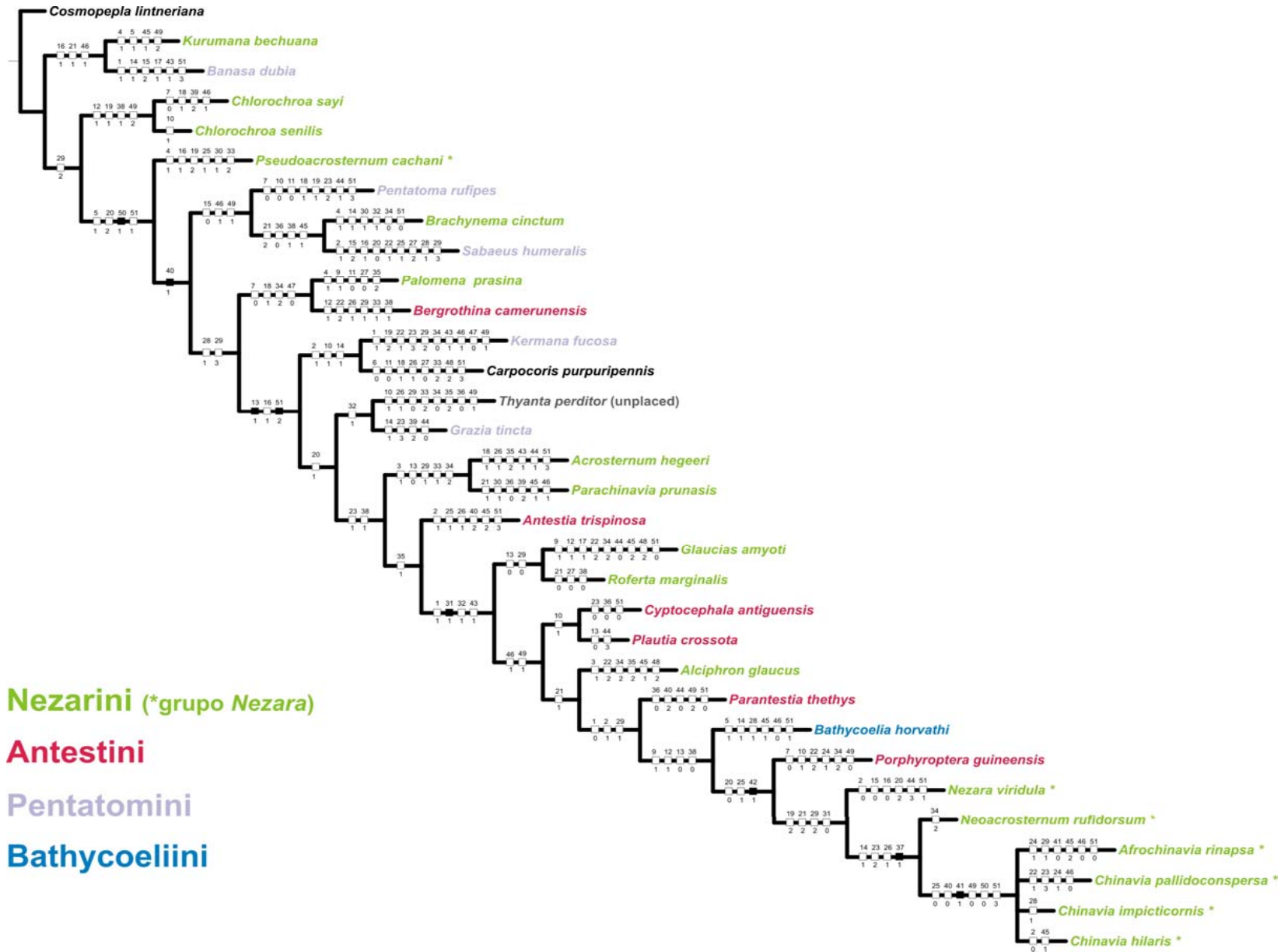


FIGURA 8. Consenso estrito das duas árvores mais parcimoniosas, caracteres com peso igual; I.C.= 26; I.R.= 47; 290 passos. Otimização não-ambígua dos caracteres.

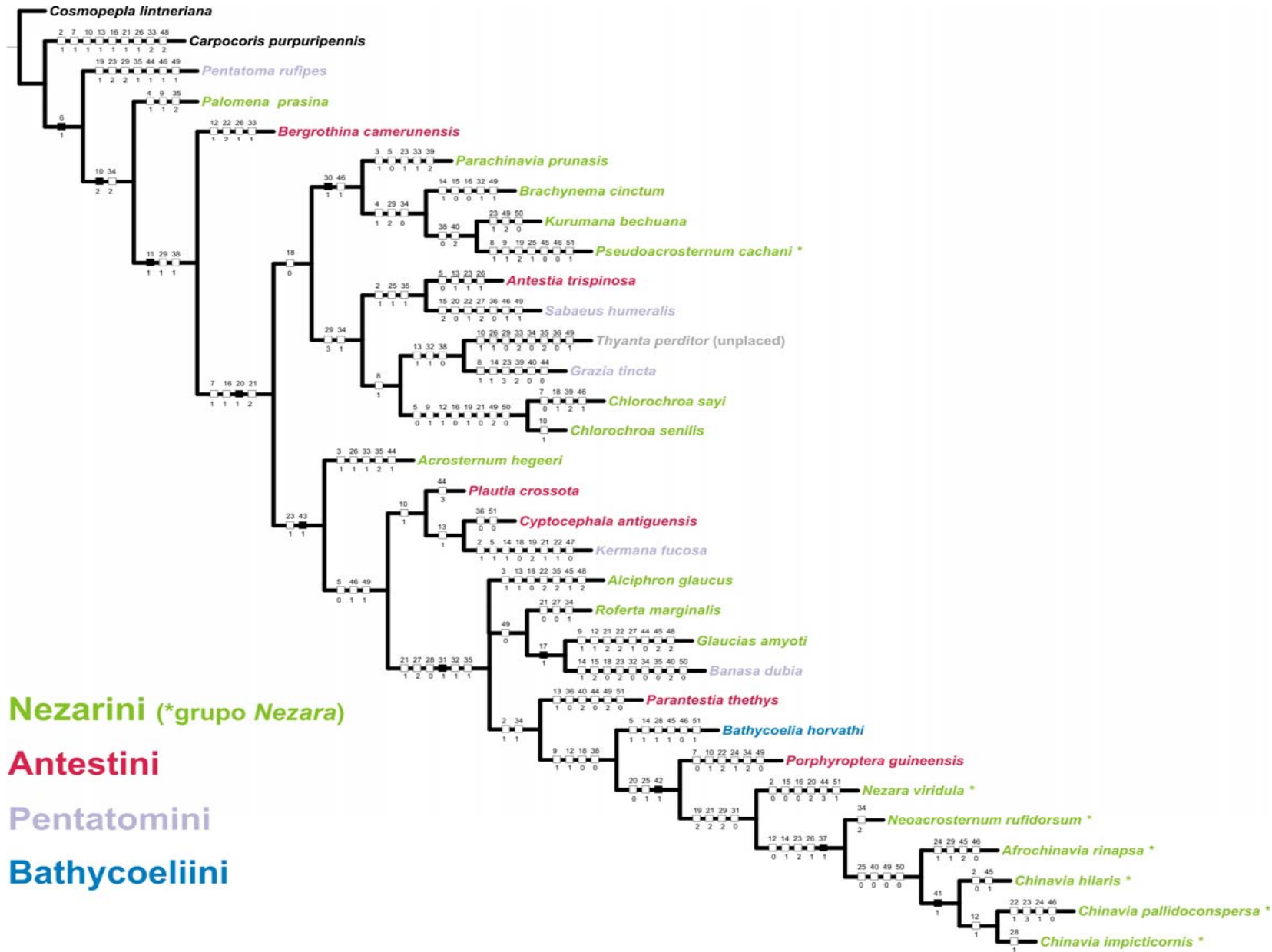


FIGURA 9. Cladograma mais parcimonioso, com pesagem implícita dos caracteres; “fitness”= 25.46754; constante de concavidade (K) = 3; otimização não-ambígua dos caracteres.



FIGURA 10. Consenso estrito dos cladogramas resultantes da busca com pesagem igual e pesagem implícita dos caracteres. Otimização não-ambígua dos caracteres.

Tabela 2. Matriz de caracteres da análise de Nezarini (“?” - dados faltantes).

	1					2					3					4					5				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
<i>Cosmoepepla lintneriana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Carpocoris purpuripennis</i>	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Banasa dubia</i>	1	0	0	0	1	1	0	0	1	2	1	0	0	1	2	1	0	0	1	2	1	0	0	1	2
<i>Grazia tincta</i>	0	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1
<i>Kermana fucosa</i>	1	1	0	1	1	1	1	0	2	2	1	1	0	2	2	1	1	0	2	2	1	1	0	2	2
<i>Pentatoma rufipes</i>	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1
<i>Sabaeus humeralis</i>	0	1	0	1	1	0	1	0	2	2	0	1	0	2	2	0	1	0	2	2	0	1	0	2	2
<i>Antestia trispinosa</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1
<i>Bergrothina camerunensis</i>	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1
<i>Cyptocephala antiguensis</i>	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1
<i>Parantestia thethys</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1
<i>Plautia crossota</i>	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1
<i>Porphyroptera guineensis</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1
<i>Bathycoelia horvathi</i>	0	1	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	0	1	1
<i>Acrosternum hegeeri</i>	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1
<i>Alciphron glaucus</i>	1	0	1	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	0	1
<i>Brachynema cinctum</i>	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1
<i>Chlorochroa sayi</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
<i>Chlorochroa semilis</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
<i>Glaucias amyoti</i>	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1
<i>Kurumana bechuana</i>	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1
<i>Palomena prasina</i>	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0
<i>Parachinavia prunasis</i>	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1
<i>Roferta marginalis</i>	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1
<i>Afrochinavia rinapsa</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1
<i>Chinavia pallidoconspersa</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1
<i>Chinavia impicticornis</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1
<i>Chinavia hilaris</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
<i>Neoacrosternum rufidorsum</i>	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1
<i>Nezara viridula</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
<i>Pseudoacrosternum cachani</i>	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1
<i>Thyanta perditor</i>	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1

Capítulo 3

Normas editoriais Journal of Biogeography, Anexo III

Análise de endemismo de táxons Neotropicais de Pentatomidae (Hemiptera: Heteroptera)

AUGUSTO FERRARI¹

ANDRESSA PALADINI²

CRISTIANO FELDENS SCHWERTNER³

JOCELIA GRAZIA⁴

Departamento de Zoologia, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal,

Universidade Federal do Rio Grande do Sul

Av. Bento Gonçalves, 9.500, 91501-970, Porto Alegre, RS, Brasil.

1- ferrariaugusto@gmail.com , 2- andri_bio@yahoo.com.br, 3- acrosternum@yahoo.com.br , 4- jocelia@ufrgs.br

Resumo

Objetivos Analisar os padrões de distribuição de 14 gêneros de Pentatomidae (Hemiptera), *Agroecus* Dallas, *Antiteuchus* Dallas, *Arocera* Spinola, *Brachystethus* Laporte, *Cataulax* Spinola, *Chinavia* Orian, *Dichelops* Spinola, *Pallantia* Stål, *Rio* Kirkaldy, *Thyanta* Stål, *Serdia* Stål e grupo *Evoplitus* (*Adevoplitus* Grazia & Becker, *Evoplitus* Amyot & Serville, *Pseudevoplitus* Ruckes).

Local Região Neotropical e região de transição Andina.

Métodos Foi aplicada uma Análise de Endemicidade (EA), com o software NDM (eNDemisM), para identificação das áreas. Utilizou-se um consenso flexível, com a opção de 40% de similaridade mínima de espécies endêmicas para o agrupamento das áreas inicialmente encontradas.

Resultados As áreas endêmicas identificadas foram comparados com áreas delimitadas previamente. Foram encontradas quatro áreas endêmicas para a análise baseada em quadrículas de 2,5° latitude-longitude e 17 áreas com quadrículas 5°.

Palavras-chave

Áreas de Endemismo; Pentatomidae, Neotropical, NDM, padrões de distribuição.

INTRODUÇÃO

A definição de áreas de endemismo é central aos estudos de Biogeografia Histórica e suas inter-relações são questões fundamentais (Nelson & Platnick, 1981; Henderson, 1991). De forma análoga à sistemática filogenética, em que as espécies ou táxons supraespecíficos são agrupados, na biogeografia as unidades agrupadas são as áreas de endemismo (Linder, 2001). Uma suposição implícita a respeito das áreas de endemismo é que a biota presente nelas possui uma história única, e conseqüentemente estas refletem as relações biogeográficas dos elementos compartilhados (Linder, 2001). Para Morrone (2009) estas unidades (e.g. áreas de endemismo ou elementos bióticos) compartilham uma história comum, mas não representam entidades monofiléticas, em decorrência de eventos de reticulação ocasionados por dispersão geográfica ou convergência biogeográfica.

O estudo da origem das áreas de endemismo tem levantado diferentes perguntas e problemas, desde os mais elementares (por ex. se estas áreas existem), até quais os fatores que tem maior influência na conformação destas áreas. A conformação das áreas pode ser resultado de fatores históricos, associados a eventos vicariantes, ou uma combinação de fatores ecológicos que restringem a área de ocorrência dos táxons (Nelson & Platnick, 1981; Hovenkamp, 1997; Laffan & Crisp, 2003). As discussões nos diferentes níveis de análises biogeográficas podem ser divididas em dois tipos de processos: dispersão e vicariância (Espinosa-Organista *et al.* 2001; Morrone, 2005). Os processos associados a dispersão, pressupõe que os organismos possuem uma história particular, através de uma geografia estável. Nesse contexto, a conformação espacial das distribuições deve-se a uma resposta semelhante dos organismos às barreiras geográficas, ficando estes confinados nestas áreas. Os processos vicariantes supõem que as áreas de endemismo se formam a partir de áreas de distribuição ancestrais, que se fragmentam com o aparecimento de barreiras, dividindo assim a biota em subpopulações, com diferentes capacidades dispersoras e colonizadoras (Espinosa-Organista *et al.* 2001).

Os métodos em biogeografia vicariante assumem que os limites de distribuição de espécies originadas em uma mesma área de endemismo devam ser em média mais congruentes entre si do que aqueles de espécies originadas em outras áreas de endemismo (Hausdorf, 2002). Neste contexto, o modelo vicariante pressupõe que os limites de distribuição das espécies não são aleatórios (Morrone, 1994; Hausdorf, 2002). Com base nessas premissas, podemos formular uma hipótese de que a distribuição de espécies que apresentam algum nível de congruência pode ser resultado de uma relação estreita entre a

história da Terra e a história das biotas (Croizat, 1962), o que pode permitir a inferência de um determinado padrão.

Harold & Mooi (1994) salientaram que as áreas de endemismo são fundamentalmente entidades históricas, e não somente distribucionais, e que sua definição deve levar em conta aspectos históricos, não sendo necessária total simpatria dos táxons nas áreas, mas congruência entre os cladogramas de área como critério de reconhecimento espacial. Desta forma, os limites de duas espécies ocupando uma porção próxima a uma barreira geográfica não precisam ser totalmente coincidentes, especialmente quando estas espécies diferem ecologicamente e estão restritas a diferentes porções de uma mesma área endêmica (Hausdorf, 2002).

Morrone (2001) propõe duas etapas na identificação de áreas endêmicas: homologia biogeográfica primária, que se refere a uma conjectura sobre uma história biogeográfica comum, inferida a partir de diferentes táxons integrados espaço-temporalmente em uma biota e a homologia biogeográfica secundária, referente à utilização de resultados cladísticos para testar as homologias primárias. A biogeografia cladística permite comparar diferentes cladogramas de área, a partir da substituição dos táxons pelas áreas de endemismos no qual eles ocorrem, possibilitando a construção de hipóteses gerais de relação das áreas ou cladogramas gerais de áreas (Nelson & Platnick, 1981; Humphries & Parenti, 1999). Diferentes delimitações de áreas endêmicas podem resultar em hipóteses contraditórias de relação entre as áreas, como resultado da substituição dos terminais pelas áreas de ocorrência, para um mesmo conjunto de dados analisados (Henderson, 1991; Hausdorf, 2002).

Assumindo as áreas de endemismo como unidades básicas dos trabalhos em biogeografia histórica, sua definição, tanto conceitual como metodológica, tem papel fundamental nas análises biogeográficas e estas são intimamente ligadas à acuidade das mesmas (Platnick, 1991; Linder, 2001). Uma área de endemismo pode ser diagnosticada mediante avaliação da sobreposição das áreas de distribuição de duas ou mais espécies (Platnick, 1991; Morrone, 1994); como esta sobreposição nunca é total, de algum modo a identificação das áreas de endemismo é um processo subjetivo.

Morrone (2009) revisou o histórico das definições de áreas endêmicas, desde Nelson & Platnick (1981) até Szumik *et al.* (2002) e revelou que algumas destas definições, como a de Platnick (1991), implicam em uma ampla simpatria geográfica das espécies de uma dada área endêmica. As definições também podem variar quanto aos pressupostos envolvidos na sua elaboração, como os derivados de modelos vicariantes (Harold & Mooi, 1994; Hausdorf, 2002) ou modelos neutros (Morrone, 1994; Szumik *et al.* 2002).

Linder (2001) revisou a literatura referente às metodologias de identificação de áreas de endemismos, e traçou um panorama do desenvolvimento dos métodos biogeográficos e sua relação com a falta de critérios explícitos para a identificação de áreas endêmicas; segundo este autor, o primeiro método a conter uma metodologia explícita foi o PAE (*Parsimony analysis of endemism*) desenvolvido por Morrone (1994) com base no trabalho de Rosen (1988).

Muitos estudos foram elaborados visando desenvolver ou aperfeiçoar métodos baseados nos princípios do PAE (Linder, 2001; Szumik *et al.* 2002; Mast & Nyffeler, 2003; Porzecanski & Cracraft, 2005; Biondi & D'Alessandro, 2006). Estas contribuições compararam o método PAE com outras metodologias para identificação de áreas, ou implementaram modificações, como a pesagem dos caracteres (táxons). Linder (2001) propôs diferentes funções de pesagem de acordo com a distribuição dos táxons, visando reduzir as homoplasias daqueles táxons amplamente distribuídos.

A utilização de quadrículas em estudos biogeográficos é um procedimento frequentemente empregado, sendo o tamanho das mesmas definidas de acordo com a área de estudo e a densidade dos dados distribucionais dos táxons analisados. A definição das quadrículas pode variar consideravelmente, desde áreas restritas com unidade de 0,5° (Cavieres *et al.* 2002; Rovito *et al.* 2004); 1° (Sigrist & Carvalho, 2008); 2,5° (Linder, 2001) e 5° para áreas continentais (Costa & Leite, 2000; Goldani *et al.* 2002; Biondi & D'Alessandro, 2006). Quadrículas maiores podem incluir um elevado número de espécies únicas e resultar em áreas com maior suporte, entretanto, quanto maior o tamanho das quadrículas maior a probabilidade de se incluir áreas com maior heterogeneidade de ecossistemas, o que pode obscurecer possíveis padrões biológicos ao agrupar áreas com pouco suporte (Morrone & Escalante, 2002; Sigrist & Carvalho, 2008).

Szumik *et al.* (2002) e Szumik & Goloboff (2004) propuseram um método para identificar áreas endêmicas que leva em consideração a posição espacial das localidades dos táxons, e possibilita agrupar quadrículas (áreas endêmicas) com base em índices (“scores”) das espécies endêmicas destas quadrículas. O índice de endemismo de uma área endêmica (agrupamento de quadrículas) é o resultado do somatório dos índices de endemismo das espécies que ocorrem nestas quadrículas. O índice de endemismo das espécies é definido com base em quatro critérios: primeiro deles é o mais restritivo, necessitando total congruência espacial da distribuição da espécie no agrupamento de quadrículas em questão e, quando satisfeito, é o que mais contribui para o índice da área; o segundo critério não requer que todas as espécies possuam distribuições idênticas para contribuir para o índice da área,

podendo ocorrer em quadrículas adjacentes à área em questão; o terceiro critério não requer que todas as quadrículas da área em questão tenham a mesma composição de espécies, mas somente as espécies que ocorrem em todas as quadrículas contribuem para o índice. O quarto critério leva em consideração, para o cálculo do índice, espécies ausentes em alguma(s) da(s) quadrícula(s) da área em questão.

Em um estudo comparativo com diferentes metodologias de busca de áreas endêmicas, envolvendo 609 espécies de plantas com ocorrência para o arquipélago das Ilhas Canárias, Carine *et al.* (2009) avaliaram a performance de métodos hierárquicos como PAE e UPGMA, com análise de endemidade (NDM: eNDeMism) proposta por Szumik *et al.* (2002) e Szumik & Goloboff (2004). Segundo estes autores, o algoritmo de busca NDM superou os métodos hierárquicos em número de áreas encontradas que satisfizeram os critérios empregados, e no total de áreas encontradas, sendo preferível por incorporar informações espaciais na delimitação das áreas e permitir áreas endêmicas sobrepostas.

De acordo com Cavieres *et al.* (2002), a utilização de áreas de endemismo, como um dos critérios na identificação de áreas para conservação, possibilita identificar áreas prioritárias que não se baseiam somente nos critérios geralmente empregados, como diversidade e riqueza de espécies.

Os insetos são especialmente importantes em estudos que tentam responder questões biogeográficas e entender padrões globais de distribuição, seja pela idade dos táxons ou diversidade de espécies. A falta de conhecimento da distribuição, filogenia e a alta diversidade têm impedido a utilização deste grupo de organismos em estudos biogeográficos (Morrone, 2006).

Trabalhos de identificação de áreas endêmicas com dados de Hemiptera incluem estudos com PAE em Cercopidae e Membracidae (Goldani *et al.* 2002; Goldani & Carvalho, 2003) e em Heteroptera com Peiratinae (Reduviidae) (Morrone & Coscarón, 1996), além de uma análise panbiogeográfica com o gênero *Pselliopus* Bergroth (Reduviidae: Harpactorinae) (Marino-Pérez *et al.* 2007). Morrone *et al.* (2004a) aplicaram uma análise panbiogeográfica para estudar os padrões de distribuição de 60 espécies de Belostomatidae, Corixidae, Micronectidae e Gerridae para a região do Chaco. Sigrist & Carvalho (2008) realizaram uma análise de PAE com 19 táxons não relacionados, e incluíram dados do gênero *Serdia* Stål (Heteroptera, Pentatomidae).

Thomas (2000) revisou a literatura e sintetizou o conhecimento dos pentatomídeos com ocorrência no México. De acordo com os limites de distribuição destes táxons foi proposta uma classificação dos elementos bióticos: Neártico, Holártico, Pan-Tropical e

Neotropical, incluindo nesse último elemento uma classificação para espécies endêmicas do México, onde reconhece nove províncias bióticas selecionadas entre as 18 estabelecidas por Goldman & Moore (1945) com base em vertebrados.

O objetivo do trabalho é analisar os padrões de distribuição de gêneros predominantemente neotropicais de Pentatomidae (Hemiptera), com a aplicação da Análise de Endemicidade (NDM) proposta por Szumik *et al.* (2002) e Szumik & Goloboff (2004), para inferir possíveis áreas de endemismo e relacioná-las com áreas delimitadas previamente.

MATERIAL E MÉTODOS

Táxons analisados e dados de distribuição

Os táxons incluídos na análise foram selecionados com base nos seguintes critérios: possuir distribuição predominantemente neotropical; revisão taxonômica recente ou táxons com hipótese de monofilia; estudos com informações distribucionais detalhadas. Táxons com posição taxonômica incerta, táxons subespecíficos, espécies e/ou espécimes com dados de distribuição incompletos ou incongruentes não foram incluídos na análise.

A latitude e longitude das respectivas localidades foram definidas a partir das seguintes bases de dados: Global Gazetteer Version 2.1 (Falling Rain Genomics, 2007), *Species Link* - GeoLoc (CRIA, 2007) e Glosk (2008).

A análise incluiu 222 espécies (Apêndice I), pertencentes a 14 gêneros de Pentatomidae, com um total de 1.932 pontos georeferenciados. Do total de espécies incluídas, 50 tiveram apenas um ponto de distribuição amostrado. Dentre as espécies com apenas uma localidade levantada, algumas são conhecidas apenas pelo holótipo ou com dados de etiquetas incompletos ou incongruentes. Estas espécies com localidades únicas, apesar de não influenciarem diretamente no agrupamento de quadrículas, foram incluídas na análise, pois se enquadram no quarto critério proposto por Szumik *et al.* (2002) e podem afetar os índices das áreas.

Os táxons incluídos na análise foram os seguintes - classificação das tribos segundo Rider (2009): *Adevoplitus* Grazia & Becker (5 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Agroecus* Dallas (6 spp., Pentatominae: Carpocorini); - *Antiteuchus* Dallas (38 spp., Discocephalinae: Discocephalini); *Arocera* Spinola (9 spp., Pentatominae: Catacanthini); *Brachystethus* Laporte (9 spp., Edessinae); - *Cataulax* Spinola (5 spp., Discocephalinae: Discocephalini); *Chinavia* Orian (67 spp., Pentatominae: Nezarini); *Dichelops* Spinola (13 spp., Pentatominae: Carpocorini); *Evoplitus* Amyot & Serville (1sp., Pentatominae: Pentatomini); *Pallantia* Stål

(4 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Pseudevoplitus* Ruckes (3 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Rio* Kirkaldy (17 spp., Pentatominae: Menidini); *Serdia* Stål (18 spp., Pentatominae: Pentatomini); *Thyanta* Stål (27 spp., Pentatominae: “unplaced”). (Lista de espécies ver Apêndice I)

Chinavia é composto por 84 espécies, sendo 13 delas afrotropicais, duas neárticas, e 69 neotropicais e/ou andinas. Possuem hábito polífago, com registro para mais de 30 famílias de plantas. Algumas espécies são pragas de importantes culturas, como *Chinavia acuta* (Dallas) na África, *C. hilaris* (Say) nos Estados Unidos e Canadá e *C. impicticornis* (Stål) no Brasil (McPherson & McPherson, 2000, Panizzi *et al.* 2000). A monofilia do gênero foi estabelecida por Schwertner (2005). Os dados distribucionais das espécies de *Chinavia*, e as respectivas localidades foram retirados de Rolston (1983), Rider (1986), Rider & Rolston (1987a), Schwertner (2005), Schwertner & Grazia (2006) e Grazia *et al.* (2006).

Barcellos & Grazia (2003a), em uma análise cladística das 10 espécies de *Brachystethus* e gêneros incluídos em Edessinae, demonstraram sua monofilia e o transferiram para Edessinae. Os autores propuseram uma hipótese biogeográfica para o gênero com base no cladograma de área, e associaram as dicotomias com eventos vicariantes do Cretáceo para a região Neotropical. Os dados distribucionais de nove espécies incluídas em *Brachystethus* foram retirados de Barcellos & Grazia (2003b).

Os dados de distribuição de *Serdia*, gênero que compreende atualmente 18 espécies, foram retirados de Fortes & Grazia (2005), que revisaram o gênero e inferiram sua monofilia com base em uma análise cladística.

Grazia (1997), em uma análise cladística do grupo *Evoplitus* - que abrange os gêneros *Evoplitus*, *Pseudoevoplitus* e *Adevoplitus* - corroborou a monofilia do grupo e dos gêneros incluídos. As localidades das nove espécies e dos respectivos gêneros foram baseadas em Grazia *et al.* (1993, 1994), Grazia & Becker (1995) e Grazia *et al.* (2002).

Dichelops foi revisado por Grazia (1978), e teve sua monofilia proposta para as 14 espécies incluídas no gênero; os dados referentes às localidades foram retirados do material examinado.

As espécies sul-americanas do gênero *Thyanta* foram estudadas por Rider & Chapin (1991). Em um estudo subsequente Rider & Chapin (1992) revisaram 14 espécies provenientes da América do Norte, da América Central e Antilhas. As 27 espécies neotropicais foram incluídas na análise.

As demais localidades de espécies utilizadas na presente análise foram obtidas das seguintes revisões taxonômicas: *Pallantia*, Grazia (1980); *Agroecus*, Rider & Rolston

(1987b); *Arocera*, Rider (1992); *Rio*, Grazia & Fortes (1995) e Fortes & Grazia (2000); *Cataulax*, Grazia *et al.* (2000) e *Antiteuchus*, Fernandes & Grazia (2006).

Área de estudo

A busca por áreas de endemismo foi realizada através de unidade de quadrículas com 2,5° e 5° latitude-longitude. Os dois conjuntos de quadrículas gerados, para a América Latina e ilhas do Caribe, foram iniciados em -124,306° de longitude e - 41,474° de latitude. As áreas analisadas incluem a Zona de Transição Mexicana, a região Neotropical, a Zona de Transição Sul-americana e região Andina. As áreas foram comparadas com base na classificação de Morrone (2006) (Fig.1).

Análise de endemismo (NDM/VNDM)

O algoritmo de cálculo dos índices de endemidade segue as seguintes etapas (Szumik *et al.* 2002; Szumik & Goloboff, 2004):

1. Plotar das localidades das espécies em um mapa com quadrículas.
2. Calcular os valores de endemidade para todos os agrupamentos possíveis de quadrículas, considerando os índices das espécies endêmicas destas áreas (agrupamentos) de acordo com os quatro critérios definidos por Szumik *et al.* (2002).
3. Escolher os agrupamentos de quadrículas índice de endemismo maior que 2.
4. Visualizar os agrupamentos de quadrículas (áreas de endemismo) em um mapa.
5. Aplicar um critério de consenso, quando necessário, com a finalidade de sintetizar a informação contida em agrupamentos de quadrículas similares (quanto à composição de espécies endêmicas e quadrículas incluídas) em uma área de consenso.

No presente estudo as áreas de endemismo serão identificadas de acordo com o conceito de Platnick (1991), que assume que os limites de distribuição mais ou menos congruentes, de duas ou mais espécies, representam áreas endêmicas. Obviamente que neste contexto a congruência não implica em uma sobreposição exata dos limites a todas as possíveis escalas de representação cartográfica, mas sim uma relativa simpatria ao nível de resolução desejado para análise (Platnick, 1991).

A metodologia de busca por áreas de endemismo foi efetuada com o programa NDM v. 2.6 (Goloboff, 2008) e visualizada com VNDM (Goloboff, 2008).

As opções de buscas heurísticas, por áreas de endemismo, foram efetuadas mantendo-se áreas com pelo menos duas espécies endêmicas e índice de endemismo acima de dois. Foi utilizada a opção de permutação de uma quadrícula por vez. O parâmetro de

aleatorização das buscas foi definido como zero (“*random seed*” = 0). Não foi utilizada a opção de preenchimento, que utiliza um raio a partir dos pontos registrados no mapa para definir as presenças nas quadrículas. Não se inferiu a presença de nenhuma espécie para quadrículas as quais não havia dados de coleta. O cálculo dos índices das áreas endêmicas levou em consideração a proporção de quadrículas que limitavam as mesmas.

Os parâmetros de busca heurística empregados na análise foram alterados em testes comparativos para se estimar o efeito dos mesmos nos resultados obtidos. Os resultados foram pouco afetados pelos parâmetros de busca, sendo que os consensos das áreas resultantes permaneceram inalterados.

As áreas endêmicas, encontradas pelo critério de busca do NDM, resultaram em alguns casos em áreas sobrepostas que diferiram quanto à presença de alguma(s) quadrícula(s) ou espécie(s) endêmica(s). As áreas de consenso resumem a informação contida naquelas áreas individuais que compartilham determinada porcentagem de espécies endêmicas, facilitando a comparação e discussão dos resultados, principalmente quando o número de áreas resultantes é muito elevado. Foi aplicado o consenso flexível, com 40% de similaridade mínima de espécies endêmicas para o agrupamento de áreas inicialmente encontradas, nas análises com unidades de quadrículas de 2,5° e 5° latitude-longitude. O resultado do consenso flexível também inclui áreas individuais (únicas) encontradas pela análise inicial, quando estas não satisfazem os critérios empregados no consenso.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A análise com base em agrupamentos de quadrículas de 2,5 ° de latitude-longitude permitiu identificar 51 áreas endêmicas, com índices de endemismo variando de 2,00 a 8,057. O consenso destas áreas resultou em quatro agrupamentos (Fig. 2a-d).

Área 1 (Fig. 2a) formada por duas quadrículas disjuntas situadas ao norte território da Colômbia e noroeste da Venezuela, incluídas na sub-região Caribenha, dentro do domínio Noroeste da América do Sul. Resultado similar ao encontrado na análise com quadrículas de 5°, com as espécies da área 1 compartilhadas com as da área 8 (Tab. I).

Do total de agrupamentos iniciais da análise com unidades de 2,5°, 46 áreas estão relacionadas a conjuntos de quadrículas situados sobre o bioma Mata Atlântica, e inclusos no consenso da área 2 (Fig 2b), composta por 28 espécies endêmicas. Este consenso corresponde à porção com maior índice de endemismo da área 13 (Fig. 4c), na análise com quadrículas de 5°, sobre o domínio da Mata Atlântica. A área 2 é composta predominantemente por espécies

de *Chinavia* (7), *Serdia* (7), *Antiteuchus* (3), *Agroecus* (2), *Dichelops* (2) e *Thyanta* (2). Esta área abrange toda a sub-região do Paraná, que inclui as províncias Floresta Atlântica Brasileira, Floresta do Paraná e Floresta de *Araucaria angustifolia*. Morrone & Coscarón (1996), com base em dados da subfamília Peiratinae (Heteroptera: Reduviidae), inferiram uma íntima relação entre as províncias Floresta Atlântica Brasileira e Floresta do Paraná, padrão corroborado pelos dados aqui analisados.

Foram encontradas duas áreas de endemismo, não representadas graficamente, com índices variando de 2,43 a 2,73, ocorrendo sobre diferentes porções da Mata Atlântica e não incluídas no consenso da área 2 (Fig. 2b) pelo critério de consenso empregado. Uma das áreas é formada por um conjunto de cinco quadrículas, situadas entre o Espírito Santo e o norte do Paraná. A segunda área composta pelo agrupamento de 10 quadrículas, estendendo-se do nordeste do Uruguai até sul do Paraná. Estes dois agrupamentos podem indicar uma possível divisão da Mata Atlântica em diferentes componentes de endemismo.

Área 3 (Fig. 2c) formada por quatro quadrículas, situadas em uma diagonal no sentido sudoeste/noroeste sobre o território Peruano, compartilhando duas das três espécies endêmicas encontradas na área 10 (Fig. 3f) com quadrículas de 5°.

A área 4 (Fig. 2d) composta por três espécies endêmicas, abrangendo oito quadrículas situadas ao sul do Peru e sudoeste da Bolívia, e compartilhando a presença de *Thyanta boliviensis* com a área 9 (análise de 5° - Fig. 3e). As áreas endêmicas 3 e 4 estão predominantemente sobre a província de Yungas (Tab. I), que pertence à sub-região Amazônica. A área 3 inclui porções ao extremo norte da província de Puna e a área 4 ao sudoeste, agrupamentos com sobreposição de 2 quadrículas, mas apresentando composição de espécies distintas (Tab I).

A segunda análise buscou por conjuntos de quadrículas com duas ou mais espécies endêmicas, com unidades de análise de 5° latitude-longitude, e resultou em 109 áreas endêmicas. O maior índice de endemidade dos agrupamentos iniciais foi de 20,08, para uma área com quatro quadrículas encontradas sobre a Mata Atlântica e incluídas no consenso da Fig 4c. O consenso flexível empregado resultou em 17 áreas endêmicas (Fig. 3-5).

O consenso de áreas 5 (Fig. 3a) é resultado de seis agrupamentos iniciais, englobando 12 espécies endêmicas (Tab. I). A área está situada predominantemente no domínio Mesoamericano, abrangendo todas suas províncias. O consenso inclui ainda as províncias da Zona de Transição Mexicana, com *Arocera melanopyga* e *Chinavia solita* na Sierra Madre Oriental e *A. melanopyga* e *Brachystethus rubromaculatus* na província de Sierra Madre del

Sur e, na região Neártica, *Antiteuchus innocens* com distribuição no sul da província do Platô do Mexicano.

As áreas 6 (Fig. 3b), 7 (Fig. 3c) e 8 (Fig. 3d) têm ocorrência entre os limites sul do domínio Mesoamericano e noroeste do domínio das Antilhas; a área 6 está composta por quatro espécies endêmicas, a área 7 por três e a área 8 por seis espécies (Tab. I). As porções a oeste das áreas 6 e 8 se sobrepõem às províncias Cordilheira Costal e Cordilheira dos Andes, que segundo Navarro *et al.* (2007) estão relacionadas entre si, irmãs da área endêmica do Escudo das Guianas.

A área 9 (Fig. 3e), com quatro espécies endêmicas, possui ocorrência nas províncias da Zona de Transição Sul-Americana (Deserto Peruano Costeiro, Puna e Atacama) e *Thyanta boliviensis* ao sul de Yungas (sub-região Amazônica). A área 10 (Fig. 3f) com seis espécies endêmicas - sendo duas de *Thyanta* e duas de *Serdia* (Tab. I) - abrangendo as províncias de Tumbes-Piura, Napo, Yungas e Páramo Norte-Andino. Os dois agrupamentos possuem três quadrículas compartilhadas em virtude da presença de *Thyanta xerotica* e *Serdia ruckesi* nas duas áreas, entretanto a área 9 está mais relacionada à região Andina e o agrupamento 10 à região Amazônica. Morrone (2004b) discutiu o caráter híbrido da biota da zona de transição sul-americana, a presença de um nó biogeográfico na província de Puna, e as relações com elementos neotropicais e andinos.

A área 11 (Fig. 4a) possui 12 quadrículas e 12 espécies endêmicas, duas compartilhadas com a área 9 e duas com a área 10, sendo *Thyanta xerotica* comum às três áreas (Tab. I). A área é resultado do consenso de seis agrupamentos da busca inicial, com os limites ao norte e ao sul correspondentes aos das áreas 9 e 10. A área 11 inclui ainda as áreas 3 e 4, resultado da busca com unidades de 2,5°, apresentando variação nos índices de endemismo para as espécies incluídas nos agrupamentos (Tab. I).

A área 12 (Fig. 4b) está composta por oito quadrículas contendo quatro espécies endêmicas (Tab. I) nas províncias de Yungas (ao sul) e Chaco (ao extremo oeste) e na Zona de Transição Sul-Americana (Monte, Prepuna e Puna) e Região Andina (Coquimbo, Santiago e Patagônia Central ao Norte).

A área de consenso 13 (Fig. 4c) é resultado de 58 agrupamentos de quadrículas iniciais e integra 56 espécies (Tab. I). O consenso da área 13 possui ampla abrangência geográfica na área analisada e incluiu a maior parte dos agrupamentos inicialmente encontrados na análise de 5° (58 de 109 agrupamentos). Este resultado pode ser consequência do tipo de consenso empregado, de áreas endêmicas sobrepostas ou ainda de táxons com distribuição ampla. Os agrupamentos iniciais que compõem o consenso da área 13 variaram de 4 a 13 quadrículas,

com índices de endemismo entre 2,21 e 20,08. A área de consenso é composta predominantemente por espécies dos gêneros *Chinavia* (19), *Serdia* (9), *Dichelops* (8), *Thyanta* (5) e *Agroecus* (3). Em conjunto estes cinco gêneros englobam 44 espécies e a maior parte da diversidade da área 13. O consenso de áreas 13 abrange as seguintes províncias: Província do Pantanal, ao sul e sudoeste; o sul da província de Yungas; todas as províncias da sub-região Chaquenha, sendo que Caatinga apenas ao extremo sul e Cerrado ao sudeste; as províncias da sub-região Paranaense, com as espécies que mais contribuíram para o índice de endemismo do consenso ocorrendo nessa área; na área de Transição Sul-Americana, o extremo leste da província de Puna e Prepuna e, na região Andina, as províncias de Santiago e Patagônia Central.

A área 14 (Fig. 4d) está composta por oito espécies endêmicas, com ocorrência para as províncias da sub-região Paranaense, uma porção ao sul do Cerrado e ao extremo leste da Província do Pantanal. A área 15 (Fig. 4e) apresenta onze espécies endêmicas, sendo que três compartilhadas com área 14 e sete com a área 13. O agrupamento 15 difere da área 14 por incluir porções ao nordeste do Pampa, o sul da Província Puna e regiões mais ao norte da Caatinga, com limites similares ao componente sudoeste da região neotropical, proposto por Amorim & Pires (1996).

O bioma de Mata Atlântica foi identificado por outros agrupamentos de quadrículas, além daqueles inclusos no consenso 13, 14 e 15. A área endêmica 16 (Fig. 4f), composta por três espécies de ampla distribuição, incluindo várias províncias biogeográficas (Tab. I). A área 17 (Fig. 5a) está constituída por três espécies endêmicas, duas destas não ocorrendo na área 13, abrangendo toda a sub-região Paranaense e os limites a leste do Chaco, Pampa, Cerrado e Caatinga. No presente estudo a única área endêmica encontrada, que inclui totalmente a Província da Caatinga, foi a área 17; entretanto a Caatinga não foi identificada como uma área endêmica isolada em nenhuma análise, devido aos táxons utilizados e a falta de coleta para esta região, resultado que pode estar relacionado ao uso de quadrículas na análise.

A segunda área em número de agrupamentos incluídos no consenso foi a área 18 (Fig. 5b), resultante de 18 agrupamentos da busca inicial e com 21 espécies endêmicas (Tab. I). A área 18 corresponde ao bioma da Floresta Amazônica, e os agrupamentos de quadrículas iniciais que resultaram nesta área, variaram de 4 a 14 quadrículas, com composição de espécies e posições geográficas consideravelmente distintas, desde áreas bem centrais (quadrículas com maior índice de endemismo da Fig. 5b) a agrupamentos restritos ao sul, sudoeste ou leste do consenso. O gênero *Antiteuchus* foi o que mais contribuiu para a

definição da área, com 12 espécies, seguido por *Chinavia* (4) e *Rio* (2). A área de endemismo 18 inclui todas as províncias da sub-região Amazônica, com exceção da Guiana e Yungas, e inclui ainda uma porção ao noroeste do Cerrado, que pertence à sub-região Chaquenha.

A Região Amazônica vem sendo tradicionalmente tratada como uma unidade histórica, assumindo que os elementos bióticos compartilham uma história comum (ver Nihei, 2008), tendo sido identificada como uma área única no consenso de área 18 (Fig. 5b). Entretanto as áreas de consenso 14, 15 e 16 (Fig. 4d-f) demonstram que a porção sudeste da Amazônia compartilha elementos com as sub-regiões Chaquenha e do Paraná, como proposto por Nihei & Carvalho (2007). Os dados distribucionais dos táxons empregados na análise são escassos para a Região Amazônica, sendo restrito às margens dos rios e a áreas tradicionalmente amostradas, havendo grandes porções de terra sem dados de ocorrência para nenhum táxon, o que pode ter impossibilitado a definição de agrupamentos de quadrículas mais restritivos ou áreas com maior suporte de espécies endêmicas.

A área 19 (Fig. 5c), com quatro espécies endêmicas, está formada por 10 quadrículas em dois agrupamentos disjuntos. A porção ao noroeste composta de seis quadrículas sobre a Região Amazônica, incluindo Guiana, Várzea, Amapá, Tapajós-Xingu e oeste da província do Pará. A porção ao sul da área é constituída de quatro quadrículas sobre o sudeste do Cerrado, Floresta Atlântica Brasileira e Floresta do Paraná.

As áreas 20 (Fig. 5d) e 21 (Fig. 5e), com cinco e quatro espécies endêmicas respectivamente, resultam em áreas amplas entre os paralelos 11°N e 28°S e 11°N e 33°S. Estas áreas abrangem todas as províncias da região Neotropical e as porções a leste da Província de Puna, que pertence à Zona de transição Sul-Americana. Estas áreas diferem entre si, pois a área 21 inclui a Província Oeste do Istmo do Panamá e a área 20 com ocorrência mais ao sul, incluindo porções mais ao sul do Pampa e do Chaco.

O arquipélago de Galápagos está incluso em uma quadrícula de 5° latitude-longitude, com *Chinavia viridans*, *Thyanta setigera* e *T. similis* restritas à área.

Nenhum agrupamento de quadrículas (áreas endêmicas) foi identificado para as ilhas do Caribe, apesar de várias espécies possuírem distribuição restrita para a região: *Chinavia euri* com ocorrência para a Ilha Mayaguana (arquipélago das Bahamas); *Chinavia insulani* endêmica da República Dominicana; *Chinavia sparnia* endêmica da Jamaica; *Chinavia wygodzinskyi* com ocorrência para as ilhas “Grand Bahamas”, República Dominicana e Ilhas Virgens Britânicas (“Guana Island” e “Virgin Gorda Island”). O gênero *Chinavia* possui ainda três espécies com ocorrência para ilhas do Caribe e áreas continentais: *Chinavia collis* em Cuba e na Costa Rica; *Chinavia marginata*, amplamente distribuída na América Central,

noroeste da América do Sul, República Dominicana e Jamaica e *Chinavia montivaga*, com registros para a República Dominicana, Jamaica, Panamá e Honduras. A utilização de unidade de agrupamentos baseados em quadrículas não se mostrou eficiente na identificação de áreas endêmicas insulares. Procedimentos de análise baseado em ilhas ou arquipélagos, como unidade de agrupamento, podem ser menos arbitrários do que as quadrículas, o que talvez permita uma melhor exploração dos dados de distribuição para áreas insulares.

As análises foram sensíveis à identificação de áreas endêmicas em diferentes escalas na Mata Atlântica (Fig. 2b; 4c-f; 5a), o que pode estar relacionado a áreas endêmicas hierarquizadas (Espinosa-Organista *et al.* 2001; Silva *et al.* 2004; Sigrist & Carvalho, 2008).

A busca por áreas com quadrículas de 5° latitude-longitude permitiu a identificação do Panamá como uma área endêmica com diferentes escalas (Fig. 3b-c), resultado que corrobora o trabalho de Sigrist & Carvalho (2008), que associaram esta área com nós biogeográficos previamente reconhecidos por Croizat (1958). Os nós biogeográficos podem ser interpretados como áreas de grande importância no histórico de diversificação dos táxons, e podem representar o limite de biotas ancestrais (Crisci *et al.* 2003).

Os dados distribucionais dos táxons estudados, com diferentes unidades de análise (5° e 2,5° latitude-longitude), não permitiram a identificação de áreas endêmicas individuais para regiões como o Cerrado e a Caatinga. Uma provável explicação para a falta de resolução de áreas endêmicas nestas regiões pode estar associada ao tamanho das quadrículas empregadas, aos táxons utilizados e à distribuição dos mesmos.

As áreas de endemismo aqui identificadas devem ser vistas como hipóteses biogeográficas primárias (Morrone, 2001). A utilização destas áreas em estudos de biogeografia cladística deve considerar propostas baseadas em resultados obtidos para outros táxons. Morrone (2009) propôs uma abordagem denominada biogeografia evolutiva, que busca integrar métodos frequentemente empregados em diferentes análises biogeográficas. A busca por áreas endêmicas e por traços generalizados, resultado de análises panbiogeográficas, é definida como primeiro passo para identificar agrupamentos de táxons espaço-temporalmente integrados, chamados de componentes bióticos. A segunda etapa refere-se ao teste das relações entre os componentes bióticos, com base na inclusão das relações cladísticas de táxons e suas áreas de distribuição, com a finalidade de postular as relações entre as áreas.

A inclusão de dados cladísticos no teste de áreas endemismo, possibilita utilizar diferentes unidades na substituição dos terminais dos cladogramas, o que pode ser útil na escolha de áreas resultantes de análises de endemismo, como no caso de áreas sobrepostas ou

com espécies em comum (ver Nihei & Carvalho, 2007). A seleção das áreas endêmicas conflitantes, pode se basear na congruência com os cladogramas gerais de área, dos táxons analisados. Talvez mais importante do que optar pelas áreas endêmicas com maiores índices de endemismo, seja desenvolver um procedimento que permita optar por áreas com maior congruência com os dados filogenéticos empregados em análises de biogeografia cladística, com objetivo de se elaborar hipóteses biogeográficas secundárias.

Os dados distribucionais dos táxons de Pentatomidae receberam pouca atenção ao longo das últimas décadas. Apesar do número de trabalhos utilizando a metodologia cladística ter aumentado substancialmente, faltam hipóteses a respeito dos padrões de distribuição do grupo. Hipóteses consistentes sobre a evolução do grupo na região Neotropical, dependem da acuidade das unidades empregadas nas análises, que no caso de estudos de biogeografia cladística, podem ser áreas endêmicas. O presente estudo é o primeiro a utilizar uma metodologia explícita para analisar os padrões de endemismo desta família na região Neotropical. As áreas endêmicas aqui inferidas necessitam ser refinadas, a fim de se obter maior resolução espacial, seja pela inclusão de novos táxons ou pelo uso de ferramentas panbiogeográficas.

Tabela I. Áreas de endemismo identificadas na análise de 2,5° (áreas 1-4) e 5° latitude - longitude (áreas 5-21) e respectivas espécies endêmicas. A numeração das províncias biogeográficas corresponde a Fig. 1. Áreas parcialmente sobrepostas às províncias biogeográficas estão indicadas pela porção ocupada em parênteses, com a seguinte notação: N= norte, S= sul, L= leste e O= oeste.

Área de endemismo	Províncias Biogeográficas * incluídas nas áreas de endemismo.	Espécies endêmicas incluídas nas áreas endêmicas (índices de endemismo entre parênteses).
1 (Fig. 2a)	25, 26	<i>Thyanta obtusa</i> (1,000); <i>Thyanta sinuata</i> (1,000).
2 (Fig. 2b)	35, 50 (L), 51 (N), 53, 54, 55	<i>Agroecus brevicornis</i> (0,000-0,714); <i>A. scabricornis</i> (0,000-0,682); <i>Antiteuchus nebulosus</i> (0,000-0,667); <i>A. radians</i> (0,000-0,778); <i>A. tessellatus</i> (0,000-0,667); <i>Cataulax eximius</i> (0,000-0,740); <i>Chinavia brasicola</i> (0,000-0,750); <i>C. difficilis</i> (0,000-0,682); <i>C. esmeralda</i> (0,000-0,750); <i>C. longicorialis</i> (0,000-0,553); <i>C. obstinata</i> (0,000-0,639); <i>C. pontagrossensis</i> (0,000-0,667); <i>C. geniculata</i> (0,000-0,643); <i>Dichelops avilapiresi</i> (0,000-0,735); <i>D. punctatus</i> (0,000-0,857); <i>Evoplilus humeralis</i> (0,000-0,746); <i>Pallantia macula</i> (0,000-0,875); <i>Serdia apicicornis</i> (0,000-0,786); <i>S. bicolor</i> (0,000-0,625); <i>S. calligera</i> (0,000-0,729); <i>S. concolor</i> (0,000-0,900); <i>S. inspersipes</i> (0,000-0,686); <i>S. lobata</i> (0,000-0,750); <i>S. maxima</i> (0,000-0,586); <i>S. robusta</i> (0,000-0,786); <i>Thyanta fimbriata</i> (0,000-0,714); <i>T. robusta</i> (0,000-0,643).
3 (Fig. 2c)	47, 58 (N)	<i>Antiteuchus peruensis</i> (0,635); <i>Serdia quadridens</i> (0,750); <i>S. ruckesi</i> (0,750).
4 (Fig. 2d)	47	<i>Agroecus ecuadoriensis</i> (0,688); <i>Brachystethus vexillum</i> (0,750); <i>Thyanta boliviensis</i> (0,875).
5 (Fig. 3a)	4(S) – 7 – 8 – 9 – 10 – 11 – 12 – 13 – 14- 15 – 16	<i>Adevoplilus mexicanus</i> (0,000-0,800); <i>Antiteuchus costaricensis</i> (0,000-0,750); <i>A. innocens</i> (0,000-0,929); <i>Arocera melanopyga</i> (0,000-0,232); <i>Brachystethus rubromaculatus</i> (0,000-1,000); <i>Chinavia scutellata</i> (0,000-0,714); <i>C. solita</i> (0,000-0,525); <i>C. triangula</i> (0,000-0,667); <i>Rio obscuratus</i> (0,000-0,667); <i>R. testaceus</i> (0,000-1,000); <i>R. variegatus</i> (0,000-0,643); <i>Serdia beckeriae</i> (0,000-0,750).
6 (Fig. 3b)	15 (S) – 16 – 25- 26 – 29 (N) -56	<i>Brachystethus improvisus</i> (0,655); <i>Cataulax pudens</i> (0,700); <i>Chinavia ista</i> (0,700), <i>Rio insularis</i> (0,573).
7 (Fig. 3c)	15(S) - 16	<i>Antiteuchus costaricensis</i> (0,833); <i>Chinavia macdonaldi</i> (0,833); <i>Serdia beckeriae</i> (0,833).
8 (Fig. 3d)	25 – 26- 29(N) – 56	<i>Brachystethus signoreti</i> (0,614); <i>Rio insularis</i> (0,614); <i>Thyanta sinuata</i> (0,750); <i>T. testacea</i> (0,750); <i>T. obtusa</i> (0,750); <i>T. vadosa</i> (0,750).
9 (Fig. 3e)	47(S) – 57 – 58 - 59	<i>Chinavia chilensis</i> (0,625-0,700); <i>Thyanta boliviensis</i> (0,000-0,813); <i>T. rubicunda</i> (0,596-0,677); <i>T. xerotica</i> (0,000-0,677).
10 (Fig. 3f)	34 – 35 – 47 (N) – 56 (S) – 58 (N)	<i>Antiteuchus pictus</i> (0,677); <i>Chinavia plaumanni</i> (0,667); <i>Serdia quadridens</i> (0,667); <i>S. ruckesi</i> (0,667); <i>Thyanta hamulata</i> (0,545); <i>T. xerotica</i> (0,614).
11 (Fig. 4a)	42 – 46 – 47 – 57 – 58 – 59	<i>Agroecus ecuadoriensis</i> (0,625-0,700); <i>Antiteuchus graziae</i> (0,000-0,536); <i>A. mimeticus</i> (0,000-0,643); <i>A. peruensis</i> (0,000-0,700); <i>A. variegatus</i> (0,000-0,489); <i>Brachystethus vexillum</i> (0,688-0,800); <i>Chinavia chilensis</i> (0,000-0,700); <i>C. occulta</i> (0,000-0,667); <i>Serdia quadridens</i> (0,000-0,700); <i>S. ruckesi</i> (0,000-0,700); <i>Thyanta boliviensis</i> (0,533-0,857); <i>T. xerotica</i> (0,000-0,485).
12 (Fig. 4b)	47(S) – 50(O) – 52 – 58 – 60 – 61 – 62 – 69(N)	<i>Chinavia apicicornis</i> (0,563); <i>Dichelops lobata</i> (0,625); <i>Thyanta acutangula</i> (0,563); <i>T. rubicunda</i> (0,582).
13 (Fig. 4c)	46 – 47 (S) – 48 (S) – 49 (S) – 50 – 51- 52 – 53 - 54 – 55 – 58(L) -	<i>Agroecus brevicornis</i> (0,000-0,750); <i>A. lizerianus</i> (0,000-0,700); <i>A. scabricornis</i> (0,000-0,875); <i>Antiteuchus nebulosus</i> (0,000-0,750); <i>A. radians</i> (0,000-0,875); <i>Brachystethus geniculatus</i>

	60 – 62 – 69 (N)	(0,000-0,744); <i>Catalaux eximius</i> (0,000-0,833); <i>Chinavia apicicornis</i> (0,000-0,563); <i>C. armigera</i> (0,000-0,750); <i>C. aseada</i> (0,000-0,613); <i>C. australe</i> (0,000-0,658); <i>C. brasicola</i> (0,000-0,750); <i>C. collosa</i> (0,000-0,700); <i>C. difficilis</i> (0,000-0,900); <i>C. esmeralda</i> (0,000-0,750); <i>C. erythrocnemis</i> (0,000-0,889); <i>C. geniculata</i> (0,000-0,889); <i>C. herbida</i> (0,000-0,700); <i>C. longicorialis</i> (0,000-0,750); <i>C. musiva</i> (0,000-0,628); <i>C. obstinata</i> (0,000-0,611); <i>C. occulta</i> (0,000-0,667); <i>C. pengue</i> (0,000-1,000); <i>C. pontagrossensis</i> (0,000-0,611); <i>C. rideri</i> (0,000-0,333); <i>C. sebastiao</i> (0,000-0,875); <i>Dichelops avilapiresi</i> (0,000-0,800); <i>D. furcatus</i> (0,000-0,332); <i>D. lobatus</i> (0,000-0,700); <i>D. melacanthus</i> (0,000-0,846); <i>D. phoenix</i> (0,000-0,671); <i>D. pradoi</i> (0,000-0,667); <i>D. punctatus</i> (0,000-0,875); <i>D. saltensis</i> (0,000-0,643); <i>Evoplitus humeralis</i> (0,000-0,875); <i>Pallantia macula</i> (0,000-1,000); <i>P. macunaima</i> (0,000-0,700); <i>Pseudoevoplitus paradoxus</i> (0,000-0,656); <i>Serdia apicicornis</i> (0,000-0,875); <i>S. bicolor</i> (0,000-0,750); <i>S. calligera</i> (0,000-1,000); <i>S. concolor</i> (0,000-0,800); <i>S. indistincta</i> (0,000-0,750); <i>S. limbatipennis</i> (0,000-0,800); <i>S. lobata</i> (0,000-1,000); <i>S. maxima</i> (0,000-0,850); <i>S. robusta</i> (0,000-1,000); <i>Thyanta acuminata</i> (0,000-0,788); <i>T. aeruginosa</i> (0,000-0,667); <i>T. boliviensis</i> (0,000-0,563); <i>T. fimbriata</i> (0,000-0,875); <i>T. humilis</i> (0,000-0,850); <i>T. robusta</i> (0,000-0,750).
14 (Fig. 4d)	46 – 48 (S) – 49 – 53 – 54 – 55	<i>Arocera acroleuca</i> (0,288-0,625); <i>Chinavia obstinata</i> (0,404-0,580); <i>C. rideri</i> (0,635-0,643); <i>Dichelops phoenix</i> (0,370-0,536); <i>D. pradoi</i> (0,000-0,688); <i>Pallantia macunaima</i> (0,000-0,625); <i>Serdia inspersipes</i> (0,519-0,696); <i>S. maxima</i> (0,404-0,580).
15 (Fig. 4e)	46 (S) – 47(S) – 48(S) – 49 – 50 (N) – 51 (NE) – 53 – 54 – 55	<i>Arocera acroleuca</i> (0,000-0,833); <i>A. spectabilis</i> (0,000-0,677); <i>Brachystethus geniculatus</i> (0,000-0,719); <i>Cataulax eximius</i> (0,000-0,750); <i>C. immaculata</i> (0,000-0,611); <i>C. rideri</i> (0,000-0,778); <i>Dichelops pradoi</i> (0,000-0,667); <i>D. phoenix</i> (0,000-0,696); <i>D. saltensis</i> (0,000-0,625); <i>Serdia indistincta</i> (0,000-0,592); <i>Thyanta acuta</i> (0,000-0,570).
16 (Fig. 4f)	46 (S) – 47 (S) – 49 (S) – 50 – 51 (N) – 53 – 54 – 55 – 58 (L)	<i>Dichelops furcatus</i> (0,472); <i>Thyanta acuminata</i> (0,575); <i>T. acuta</i> (0,684); <i>T. brasiliensis</i> (0,564).
17 (Fig. 5a)	48 – 49 (L) – 50 (L) – 51 (NE) – 53 – 54 – 55	<i>Arocera spectabilis</i> (0,792); <i>Brachystethus geniculatus</i> (0,833); <i>Chinavia nigradorsata</i> (0,729);
18 (Fig. 5b)	35 – 36 – 39 – 40 (S) – 41 – 42 (L) – 43 – 44 – 45 (O) – 46 – 49 (NO)	<i>Antiteuchus beckeri</i> (0,000-0,578); <i>A. doesburgi</i> (0,000-0,667); <i>A. exiguus</i> (0,000-0,750); <i>A. geometricus</i> (0,000-0,750); <i>A. graziae</i> (0,000-0,657); <i>A. ledeburii</i> (0,000-0,643); <i>A. pallescens</i> (0,000-0,731); <i>A. punctissimus</i> (0,000-0,714); <i>A. rideri</i> (0,000-0,643); <i>A. schuhi</i> (0,000-0,722); <i>A. simulatus</i> (0,000-0,722); <i>A. variegatus</i> (0,000-0,722); <i>Cataulax subtiliteroconspersus</i> (0,000-0,786); <i>Chinavia gravis</i> (0,000-0,567); <i>C. occulta</i> (0,000-0,700); <i>C. pecosa</i> (0,000-0,643); <i>C. vanduzeei</i> (0,000-0,638); <i>Dichelops leucostigmus</i> (0,000-0,622); <i>Pseudoevoplitus vitattus</i> (0,000-0,700); <i>Rio clipeatus</i> (0,000-0,700); <i>R. punctatus</i> (0,000-0,667).
19 (Fig. 5c)	37 – 41 – 44 – 49 – 53 – 54 (SE)	<i>Antiteuchus rideri</i> (0,532); <i>Brachystethus vicinus</i> (0,700); <i>Dichelops leucostigmus</i> (0,700); <i>D. nigrum</i> (0,510).
20 (Fig. 5d)	-	<i>Antiteuchus mixtus</i> (0,602-0,726); <i>A. tripterus</i> (0,000-9,761); <i>Chinavia impicticornis</i> (0,536-0,658); <i>C. runaspis</i> (0,629-0,684); <i>T. perditor</i> (0,000-0,684).
21 (Fig. 5e)	-	<i>Antiteuchus macraspis</i> (0,534); <i>A. tripterus</i> (0,645); <i>Arocera apta</i> (0,595); <i>Thyanta perditor</i> (0,714).

REFERÊNCIAS

- Amorim, D.S. & Pires, M.R.S. (1996) Neotropical biogeography and a method for maximum biodiversity estimation. *Biodiversity in Brazil: a first approach* (ed. by C.E.M. Bicudo and N.A. Menezes), pp. 183- 219. CNPq, São Paulo.
- Barcellos, A. & Grazia, J. (2003a) Cladistic analysis and biogeography of *Brachystethus* Laporte (Heteroptera, Pentatomidae, Edessinae). *Zootaxa*, **256**, 1–14.
- Barcellos, A. & Grazia, J. (2003b) Revision of *Brachystethus* (Heteroptera, Pentatomidae, Edessinae). *Iheringia (Série Zoologia)*, **93**, 413–446.
- Biondi, M. & D'Alessandro, P. (2006) Biogeographical analysis of the flea beetle genus *Chaetocnema* in the Afrotropical region: distribution patterns and areas of endemism. *Journal of Biogeography*, **33**, 720–730.
- Carine, M.A., Humphries, C.J., Guma, I.R. & Alfredo, J. (2009) Areas and algorithms: evaluating numerical approaches for the delimitation of areas of endemism in the Canary Islands archipelago. *Journal of Biogeography*, **36**, 593–611.
- Cavieres, L.A., Arroyo, M.K.T., Posadas, P., Marticorena, C., Matthei, O., Rodríguez, R., Squeo, F.A. & Arancio, G. (2002) Identification of priority areas for conservation in an arid zone: application of parsimony analysis of endemism in the vascular flora of the Antofagasta region, Northern Chile. *Biodiversity and Conservation*, **11**, 1301–1311.
- Costa, L.P. & Leite, Y.L.R. (2000) Biogeography of South American forest mammals: endemism and diversity in the Atlantic Forest. *Biotropica*, **32**, 872–881.
- CRIA (2007) *Species Link* (GeoLoc) Available at <http://smlink.cria.org.br/geoloc>. Acessado em outubro de 2008.
- Crisci, J.V., Katinas, L. & Posadas, P. (2003) *Historical biogeography: an introduction*. Harvard University Press, Cambridge.
- Croizat, L. (1958) *Panbiogeography*. Caracas, Venezuela.
- Croizat, L. (1962) *Space, time, form: the biological synthesis*. Published by the author, Caracas.
- Espinosa, D., Aguilar, C.Z. & Escalante, T.E. (2001) Endemismo, áreas de endemismo y regionalización biogeográfica. *Introducción a la biogeografía en Latinoamérica: teorías, conceptos, métodos y aplicaciones* (ed. by J. Llorente-Bousquets and J.J. Morrone), pp. 31–37. Facultad de Ciencias UNAM, México.
- Falling Rain Genomics (2007) *Global Gazetteer v. 2.1* (1996-2006) Disponível em <http://www.fallingrain.com/world/>. Acessado em janeiro de 2007.

- Fernandes, J.A.M. & Grazia, J. (2006) Revisão do gênero *Antiteuchus* Dallas (Heteroptera, Pentatomidae, Discocephalinae). *Revista Brasileira de Entomologia*, **50**, 165–231.
- Fortes, N.D.F. de & Grazia, J. (2000) Novas espécies do gênero *Rio* (Heteroptera, Pentatomidae). *Iheringia (Série Zoologia)*, **88**, 67–102.
- Fortes, N.D.F. de & Grazia, J. (2005) Revisão e análise cladística de *Serdia* Stål (Heteroptera: Pentatomidae: Pentatomini). *Revista Brasileira de Entomologia*, **49**, 294–339.
- Goldani, A., Ferrari, A., Carvalho, G.S. & Creão-Duarte, A.J. (2002) Análise de parcimônia de endemismos de membracídeos neotropicais (Hemiptera, Membracidae, Hoplophoriorini). *Revista Brasileira de Zoologia*, **19**, 187–193.
- Goldani, A., Carvalho, G.S. (2003) Análise de parcimônia de endemismo de cercopídeos neotropicais (Hemiptera, Cercopidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, **47**, 437–442.
- Goldman, E.A. & Moore, R.T. (1945) The biotic provinces of México. *Journal of Mammalogy*, **26**, 347–360.
- Goloboff, P. (2008) *NDM, version 2.6*. Distribuído pelo autor. Disponível em www.zmuc.dk/public/phylogeny.
- Glosk (2008) Disponível em <http://www.glosk.com/>. Acessado em junho de 2008.
- Grazia, J. (1978) Revisão do gênero *Dichelops* Spinola, 1837 (Heteroptera, Pentatomidae, Pentatomini). *Iheringia (Série Zoologia)*, **53**, 1–119.
- Grazia, J. (1980) Revisão do gênero *Pallantia* Stål, 1862 (Heteroptera, Pentatomidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, **24**, 15–27.
- Grazia, J. (1997) Cladistic analysis of the *Evoplitus* genus group of Pentatomini (Heteroptera: Pentatomidae). *Journal of Comparative Biology*, **2**, 43–48.
- Grazia, J. & Becker, M. (1995) *Adevoplitus*, a new genus of neotropical Pentatomini (Heteroptera, Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society*, **103**, 386–400.
- Grazia, J. & Fortes, N.D.F. de (1995) Revisão do gênero *Rio* Kirkaldy, 1909 (Heteroptera, Pentatomidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, **39**, 409–430.
- Grazia, J., Becker, M. & Thomas, D.B. (1994) A review of the genus *Pseudevoplitus* Ruckes (Heteroptera: Pentatomidae), with the description of three new species. *Journal of the New York Entomological Society*, **102**, 442–455.
- Grazia, J., Campos, L.A. & Becker, M. (1993) Revisão do gênero *Evoplitus* Amyot & Serville (Heteroptera, Pentatomidae, Pentatomini). *Revista Brasileira de Entomologia*, **37**, 41–48.

- Grazia, J., Campos, L.A. & Becker, M. (2000) Revision of *Cataulax* Spinola, with *Architas* Distant as a new synonymy (Heteroptera: Pentatomidae: Discocephalini). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, **29**, 475–488.
- Grazia, J., Schwertner, C.F. & Ferrari, A. (2006) Description of five new species of *Chinavia* Orian (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae) from Western and Northwestern South America. *Hug the bug for love of true bugs, Festschrift zum 70 Geburtstag von Ernst Heiss* (ed. by W. Rabitsch), Kataloge der Oberösterreichischen Landesmuseen, Denisia **19**, pp. 423–434. Linz, Austria.
- Grazia, J., Campos, L.A., Greve, C. & Rocha, F.S. (2002) Notas sobre *Pseudevolplitus* (Heteroptera, Pentatomidae) e descrição de duas espécies novas. *Iheringia (Série Zoologia)*, **92**, 53–61.
- Harold, A.S. & Mooi, R.D. (1994) Areas of endemism: definition and recognition criteria. *Systematic Biology*, **43**, 261–266.
- Hausdorf, B. (2002) Units in biogeography. *Systematic Biology*, **51**, 648–652.
- Henderson, I.M. (1991) Biogeography without area? *Australian Systematic Botany*, **4**, 59–71.
- Hovenkamp, P. (1997) Vicariance events, not areas, should be used in biogeographical analysis. *Cladistics*, **13**, 67–79.
- Humphries, C.J. & Parenti, L.R. (1999) *Cladistic Biogeography*, 2ed. Oxford University Press, Oxford.
- Laffan, S.W. & Crisp, M.D. (2003) Assessing endemism at multiple spatial scales, with an example from the Australian vascular flora. *Journal of Biogeography*, **30**, 511–520.
- Linder, H.P. (2001) On areas of endemism, with an example from the African Restionaceae. *Systematic Biology*, **50**, 892–912.
- Marino-Pérez, R., Brailovsky, H. & Morrone, J.J. (2007) Análisis panbiogeográfico de las especies mexicanas de *Pselliopus* Bergroth (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae: Harpactorinae). *Acta Zoológica Mexicana*, **23**, 77–88.
- Mast, A.R. & Nyffeler, R. (2003) Using a null model to recognize significant co-occurrence prior to identifying candidate areas of endemism. *Systematic Biology*, **52**, 271–280.
- McPherson, J.E. & McPherson, R.M. (2000) *Stink bugs of economic importance in America North of Mexico*. CRC Press, New York.
- Morrone, J.J. (1994) On the identification of areas of endemism. *Systematic Biology*, **43**, 438–441.
- Morrone, J.J. (2001) Homology and areas of endemism. *Diversity and Distributions*, **7**, 297–300.

- Morrone, J.J. (2004a) Distributional patterns of chacoan water bugs (Heteroptera: Belostomatidae, Corixidae, Micronectidae and Gerridae). *Hydrobiologia*, **523**, 159–173.
- Morrone, J.J. (2004b) La zona de transición Sudamericana: caracterización y relevancia evolutiva. *Acta Entomologica Chilena*, **28**, 41–50.
- Morrone, J.J. (2005) Cladistic biogeography: identity and place. *Journal of Biogeography*, **32**, 1281–1284.
- Morrone, J.J. (2006) Biogeographic areas and transition zones of Latin America and the Caribbean Islands based on panbiogeographic and cladistic analyses of the entomofauna. *Annual Review of Entomology*, **51**, 467–494.
- Morrone, J.J. (2009) *Evolutionary biogeography, an integrative approach with case studies*. Columbia University Press, New York.
- Morrone, J.J. & Coscarón, M.C. del (1996) Distributional patterns of the American Peiratinae (Heteroptera: Reduviidae). *Zoologische Medelingen*, **70**, 1–15.
- Morrone, J.J. & Escalante, T. (2002) Parsimony analysis of endemism (PAE) of Mexican terrestrial mammals at different areas units: when size matters. *Journal of Biogeography*, **29**, 1–10.
- Navarro, J.C., Liria, J., Piñango, H. & Barrera, R. (2007) Biogeographic area relationships in Venezuela: a parsimony analysis of Culicidae – Phytotelmata distribution in National Parks. *Zootaxa*, **1547**, 1–19.
- Nelson, G. & Platnick, N. (1981) *Systematics and biogeography, cladistics and vicariance*. Columbia University Press, New York.
- Nihei, S.S. (2008) Dynamic endemism and ‘general’ biogeographic patterns. *Biogeografía: Bulletin of the Systematic and Evolutionary Biogeographical Association*, **3**, 2–6.
- Nihei, S.S. & Carvalho, C.J.B. de 2007. Systematics and biogeography of the Neotropical genus *Polietina* Schnabl & Dziedzicki (Diptera, Muscidae): neotropical areas relationships and Amazonia as a composite area. *Systematic Entomology*, **32**, 477–501.
- Panizzi, R.A., Mcpherson, J.E., James, D.G., Javahery, M. & Mcpherson, R.M. (2000) Stink bugs (Pentatomidae). *Heteroptera of economic importance* (ed. by C. Schaefer and R.A. Panizzi), pp. 421–474. CRC Press, Boca Raton.
- Platnick, N.I. (1991) On areas of endemism. *Australian Systematic Botany*, **4**, 11–12.
- Porzecanski, A.L. & Cracraft, J. (2005) Cladistic analysis of distributions and endemism (CADE): using raw distributions of birds to unravel the biogeography of the South American arilands. *Journal of Biogeography*, **32**, 261–275.

- Rider, D.A. (1986) Description of the male of *Acrosternum istum* (Hemiptera: Pentatomidae). *The Florida Entomologist*, **69**, 229–231.
- Rider, D.A. (1992) Revision of *Arocera* Spinola, with the description of two new species (Heteroptera: Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society*, **100**, 99–136.
- Rider, D.A. (2009) Pentatomoidea Home page — North Dakota State University. Disponível em http://www.ndsu.edu/ndsu/rider/Pentatomoidea/Researchers/Rider_David.htm. Acessado em janeiro de 2009.
- Rider, D.A. & Chapin, J.B. (1991) Revision of the genus *Thyanta* Stål, 1862 (Heteroptera: Pentatomidae) I. South America. *Journal of the New York Entomological Society*, **99**, 1–77.
- Rider, D.A. & Chapin, J.B. (1992) Revision of the genus *Thyanta* Stål, 1862 (Heteroptera: Pentatomidae) II. North America, Central America and the West Indies. *Journal of the New York Entomological Society*, **100**, 42–98.
- Rider, D.A. & Rolston, L.H. (1987a) Three new species of *Acrosternum* Fieber, subgenus *Chinavia* Orion, from Mexico (Hemiptera: Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society*, **94**, 416–423.
- Rider, D.A. & Rolston, L.H. (1987b) Review of the genus *Agroecus* Dallas, with the description of a new species (Heteroptera: Pentatomidae). *Journal of the New York Entomological Society*, **95**, 428–439.
- Rolston, L.H. (1983) A revision of the genus *Acrosternum* Fieber, subgenus *Chinavia* Orian in the Western hemisphere (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatomini). *Journal of the New York Entomological Society*, **91**, 97–176.
- Rosen, B.R. (1988) From fossils to earth history: applied historical biogeography. *Analytical biogeography: an integrated approach to the study of animal and plant distributions* (ed. by A.A. Myers and P.S. Gillers), pp. 437–481. Chapman & Hall, London.
- Rovito, M.S., Arroyo, M.T.K. & Plissock, P. (2004) Distributional modelling and parsimony analysis of endemism of *Senecio* in the Mediterranean-type climate area of Central Chile. *Journal of Biogeography*, **31**, 1623–1636.
- Schwertner, C.F. (2005) *Filogenia e classificação do grupo Nezara Amyot & Serville, 1843 (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae)*. Tese de Doutorado, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

- Schwertner, C.F. & Grazia, J. (2006) Descrição de seis novas espécies de *Chinavia* (Hemiptera, Pentatomidae, Pentatominae) da América do Sul. *Iheringia (Série Zoologia)*, **97**, 237–348.
- Sigrist, M.S. & Carvalho, C.J.B. (2008) Detection of areas of endemism on two spatial scales using parsimony analysis of endemism (PAE): the neotropical region and the Atlantic Forest. *Biota Neotropica*, **8**, 33–42.
- Silva, J.M.C., Souza, M.C. & Castelletti, C.H.M. (2004) Areas of endemism for passerine birds in the Atlantic forest, South America. *Global, Ecology and Biogeography*, **13**, 85–92.
- Szumik, C.A. & Goloboff, P.A. (2004) Areas of endemism: an improved optimality criterion. *Systematic Biology*, **53**, 968–977.
- Szumik, C.A., Cuezco, F., Goloboff, P.A. & Chalup, A.E. (2002) An optimality criterion to determine areas of endemism. *Systematic Biology*, **51**, 806–816.
- Thomas, D.B. (2000) Pentatomidae (Hemiptera). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia un síntesis de su conocimiento* (ed. by J.E. Llorente, E. Gonzalez and N. Papavero), pp. 335–352. Universidad Nacional Autónoma de México, México.



Figura 1. Províncias biogeográficas da América Latina e do Caribe: 1, Califórnia; 2, Baixa Califórnia; 3, Sonora; 4, Altiplano Mexicano; 5, Tamaulipas; 6, Serra Madre Ocidental; 7, Serra Madre Oriental; 8, Eixo Vulcânico Trans-mexicano; 9, Cuenca del Balsas; 10, Serra Madre do Sul; 11, Costa do Pacífico Mexicano; 12, Golfo de México; 13, Península de Yucatán; 14, Chiapas; 15, Leste da América Central; 16, Oeste do Istmo do Panamá; 17, Bahamas; 18, Cuba; 19, Ilhas Cayman; 20, Jamaica; 21, Hispaniola; 22, Porto Rico; 23, Pequenas Antilhas; 24, Chocó; 25, Maracaibo; 26, Costa Venezuelana; 27, Trinidad e Tobago; 28, Magdalena; 29, Llanos Venezuelanos; 30, Cauca; 31, Ilhas Galápagos; 32, Oeste do Equador; 33, Equador Árido; 34, Tumbes-Piura; 35, Napo; 36, Imerí; 37, Guiana; 38, Guiana úmida; 39, Roraima; 40, Amapá; 41, Várzea; 42, Ucayali; 43, Madeira; 44, Tapajós-Xingu; 45, Pará; 46, Pantanal; 47, Yungas; 48, Caatinga; 49, Cerrado; 50, Chaco; 51, Pampa; 52, Monte; 53, Floresta Atlântica Brasileira; 54, Floresta Paranaense; 55, Floresta de *Araucaria angustifolia*; 56, Páramo Norte Andino; 57, Deserto Peruano Costeiro; 58, Puna; 59, Atacama; 60, Prepuna; 61, Coquimbo; 62, Santiago; 63, Ilhas Juan Fernández; 64, Maule; 65, Floresta Valdiviana; 66, Floresta Magalhânica; 67, Páramo Magalhânico; 68, Ilhas Malvinas; 69, Patagônia Central; 70, Patagônia Subandina. (Modificado de Morrone, 2006).

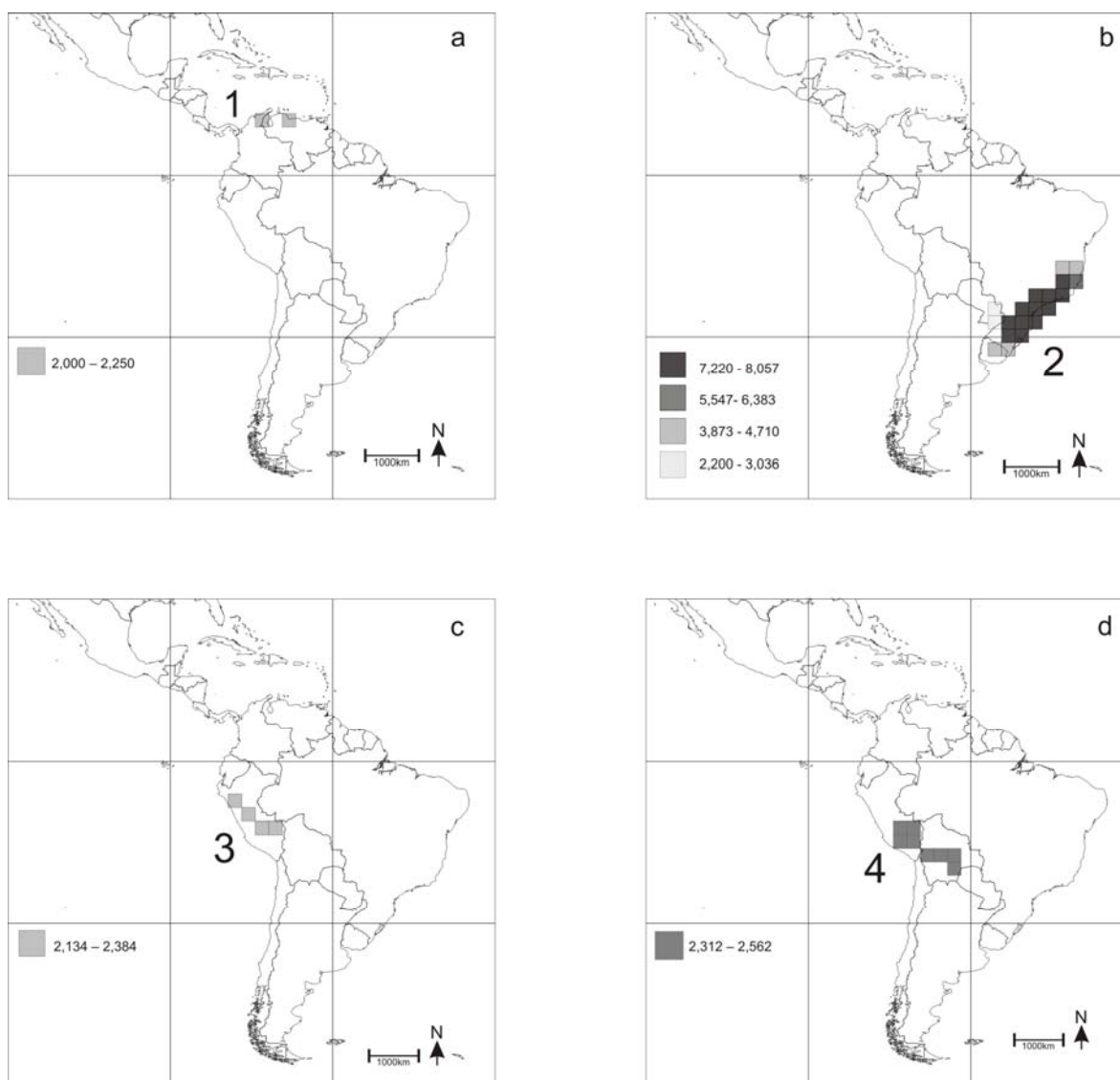


Figura 2 Consenso das áreas endêmicas resultantes da análise baseada em quadrículas de 2,5° latitude-longitude: (a) área 1; (b) área 2; (c) área 3; (d) área 4 (táxons endêmicos das áreas e respectivos índices de endemismo, ver Tab. I).

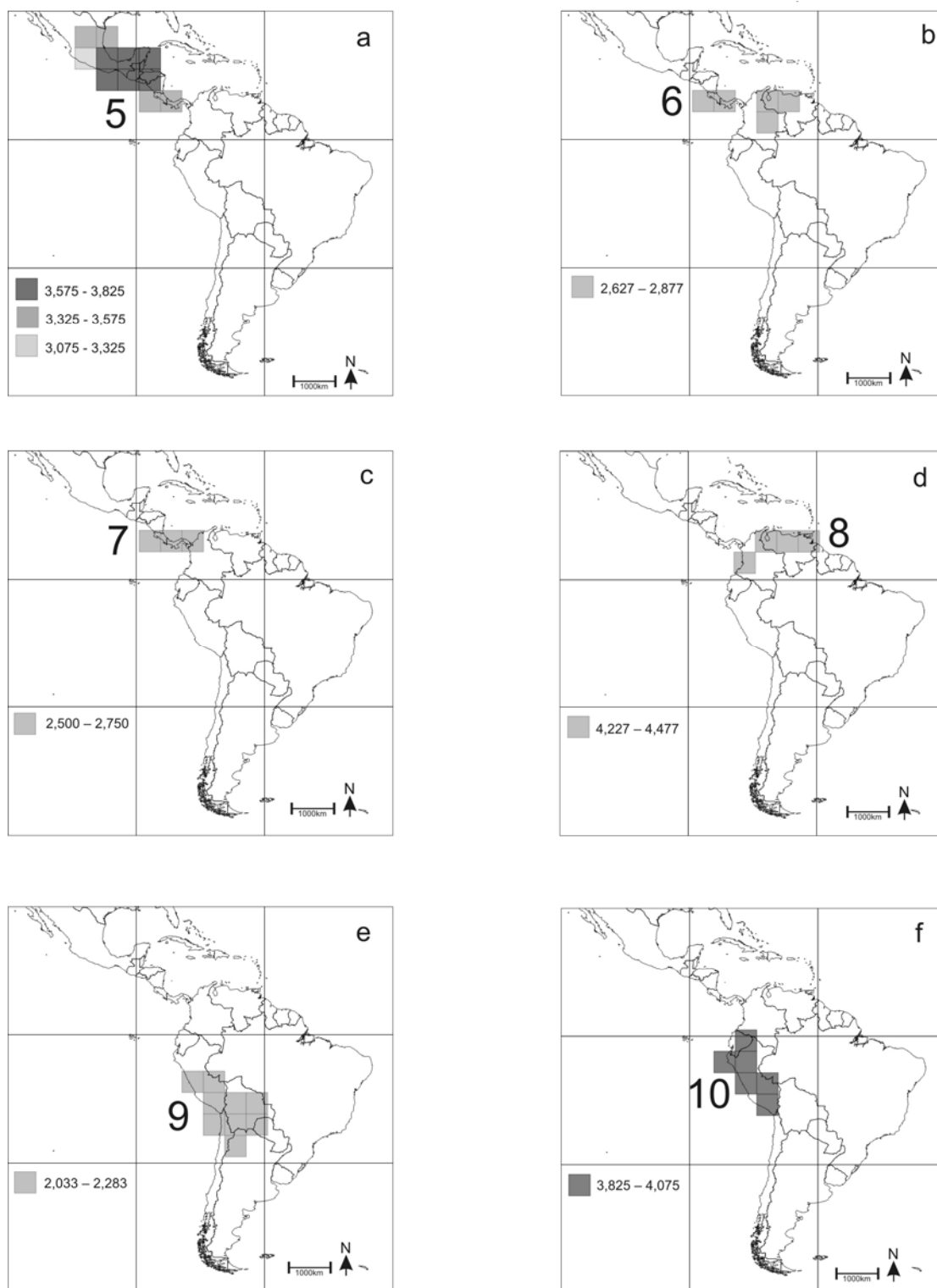


Figura 3 Consenso das áreas endêmicas resultantes da análise baseada em quadrículas de 5° latitude-longitude: (a) área 5; (b) área 6; (c) área 7; (d) área 8; (e) área 9 e (f) área 10 (táxons endêmicos das áreas e respectivos índices de endemismo, ver Tab. I).

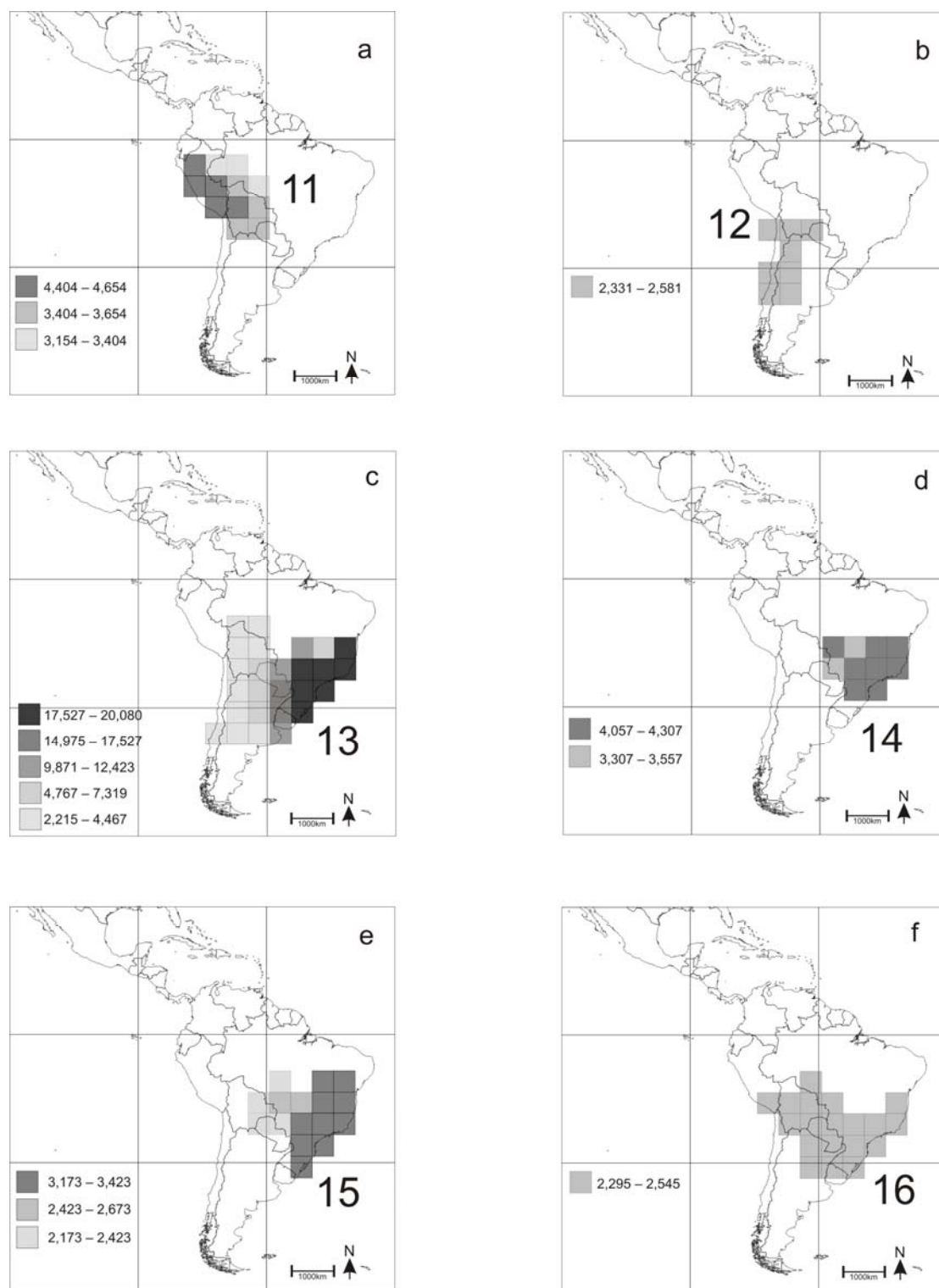


Figura 4 Consenso das áreas endêmicas resultantes da análise baseada em quadrículas de 5° latitude-longitude: (a) área 11; (b) área 12; (c) área 13; (d) área 14; (e) área 15 e (f) área 16 (táxons endêmicos das áreas e respectivos índices de endemismo, ver Tab. I).

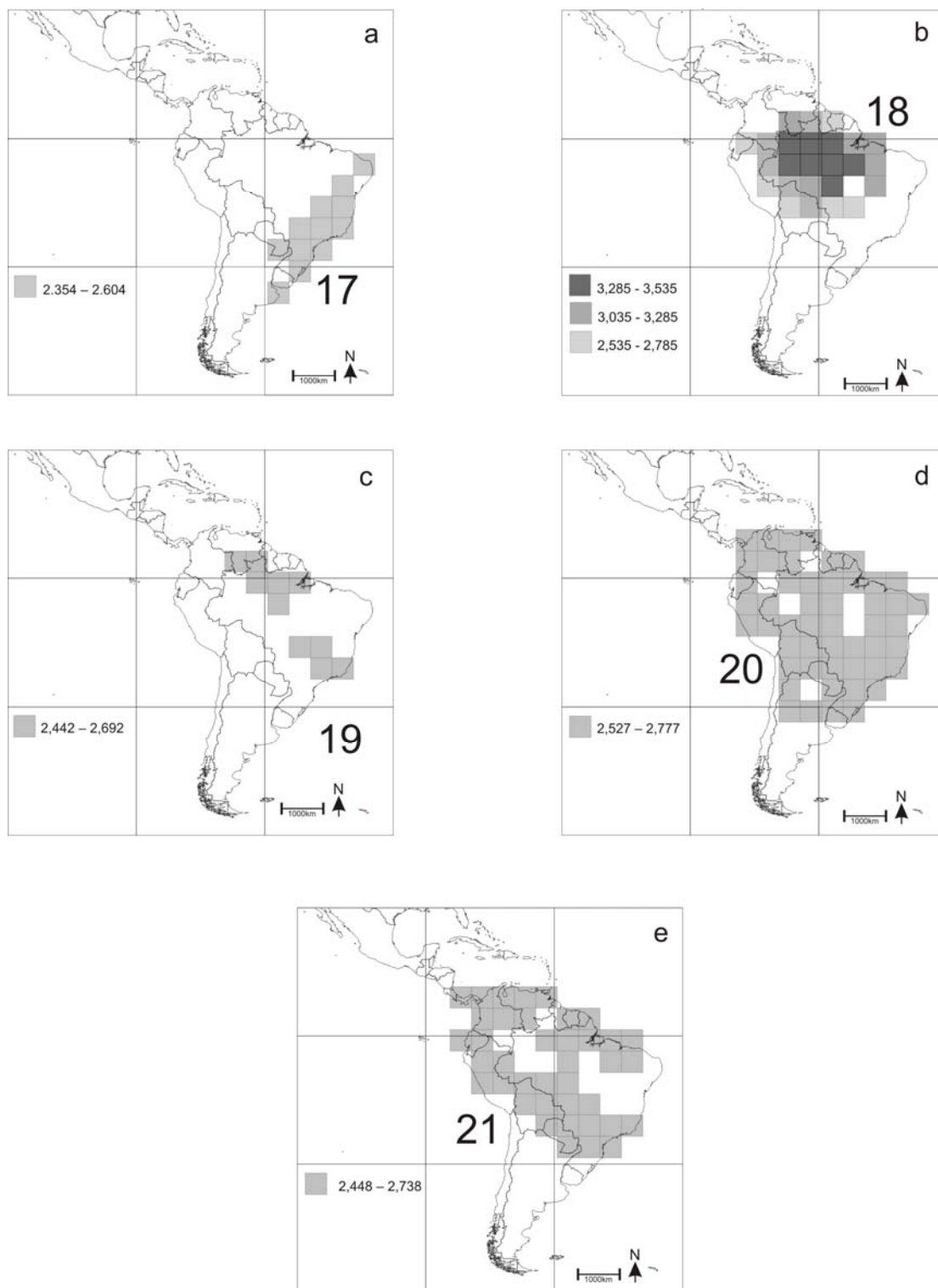


Figura 5 Consenso das áreas endêmicas resultantes da análise baseada em quadrículas de 5° latitude-longitude: (a) área 17; (b) área 18; (c) área 19; (d) área 20 e (e) área 21 (táxons endêmicos das áreas e respectivos índices de endemismo, ver Tab. I).

Apêndice I

Lista de espécies incluídas na análise de endemismo, classificação de tribo segundo Rider (2009).

Adevoplitus Grazia & Becker, 1995 [Pentatominae: Pentatomini]

- Adevoplitus casei* (Thomas, 1980)
Adevoplitus costaricensis Grazia & Becker, 1995
Adevoplitus longicornis (Ruckes, 1959)
Adevoplitus mexicanus (Brailovsky & Barrera, 1982)
Adevoplitus venezuelanus Grazia & Becker, 1995

Agroecus Dallas, 1851 [Pentatominae: Carpocorini]

- Agroecus brevicornis* Buckup, 1957
Agroecus ecuadoriensis Jensen-Haarup, 1937
Agroecus griseus Dallas, 1851
Agroecus lizerianus (Pennington, 1922)
Agroecus reticulatus Rider & Rolston, 1987
Agroecus scabricornis (Herrich-Shäffer, 1844)

Antiteuchus Dallas, 1851 [Discocephalinae: Discocephalini]

- Antiteuchus amapensis* Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus amplus (Walker, 1867)
Antiteuchus beckeriae Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus confinium Ruckes, 1964
Antiteuchus costaricensis Ruckes, 1964
Antiteuchus cuspidatus Ruckes, 1964
Antiteuchus doesburgi Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus exiguus Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus geometricus Engleman, 1983
Antiteuchus graziae Engleman, 1983
Antiteuchus guianensis Ruckes, 1964
Antiteuchus innocens Engleman, 1983
Antiteuchus ledeburgi Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus maculosus Ruckes, 1964
Antiteuchus marini Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus melanicus Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus melanoleucus (Westwood, 1837)
Antiteuchus mimeticus Ruckes, 1964
Antiteuchus mixtus (Fabricius, 1787)
Antiteuchus nebulosus Ruckes, 1964
Antiteuchus nigricans Ruckes, 1964
Antiteuchus pallescens Stål, 1868
Antiteuchus peruensis Ruckes, 1961

Antiteuchus pictus Ruckes, 1964
Antiteuchus punctissimus Ruckes, 1964
Antiteuchus radians Ruckes, 1964
Antiteuchus rideri Rolston, 1993
Antiteuchus rolstoni Engleman, 1976
Antiteuchus ruckesi Rolston, 1991
Antiteuchus rufitarsus Rolston, 1993
Antiteuchus schuhi Engleman, 1983
Antiteuchus sepulcralis (Fabricius, 1803)
Antiteuchus simulatus Fernandes & Grazia, 2006
Antiteuchus supinatus Engleman, 1983
Antiteuchus tessellatus (Westwood, 1837)
Antiteuchus tripterus (Fabricius, 1787)
Antiteuchus variegatus Dallas, 1851

Arocera Spinola, 1837 [Pentatominae: Catecanthini]

Arcera (Arocera) acroleuca (Perty, 1833)
Arocera (Arocera) aequinoxialis (Westwood, 1837)
Arocera (Euopta) apta (Walker, 1867)
Arocera (Euopta) elongata Showalter, 1929
Arocera (Euopta) melanopyga (Stål, 1858)
Arocera (Euopta) placens (Walker, 1867)
Arocera (Euopta) rufifrons (Dallas, 1851)
Arocera (Euopta) sexpunctata Rider, 1992
Arocera (Euopta) spectabilis (Drury, 1782)

Brachystethus Laporte, 1832 [Edessinae]

Brachystethus coxalis Breddin, 1904
Brachystethus cribrus (Fabricius, 1781)
Brachystethus geniculatus (Fabricius, 1787)
Brachystethus improvisus Breddin, 1905
Brachystethus rubromaculatus Dallas, 1851
Brachystethus signoreti Stål, 1872
Brachystethus tricolor Bolívar, 1879
Brachystethus vexillum Breddin, 1903
Brachystethus vicinus Signoret, 1851

Cataulax Spinola, 1837 [Discocephalinae: Discocephalini]

Cataulax eximius (Stål, 1860)
Cataulax froeschneri Grazia, Campos & Becker, 2000
Cataulax pudens (Distant, 1889)
Cataulax radians Grazia, Campos & Becker, 2000
Cataulax subtiliterconspersus Grazia, Campos & Becker, 2000

Chinavia Orian, 1965 [Pentatominae: Nezarini]

- Chinavia abnormis* (Berg, 1892)
Chinavia apicicornis (Spinola, 1852)
Chinavia armigera (Stål, 1859)
Chinavia aseada (Rolston, 1983)
Chinavia australe (Rolston, 1983)
Chinavia bipunctula (Stål, 1872)
Chinavia boliviensis Grazia, Schwertner & Ferrari, 2006
Chinavia brasicola (Rolston, 1983)
Chinavia callosa (Rolston, 1983)
Chinavia cearensis Schwertner & Grazia, 2006
Chinavia chilensis Grazia, Schwertner & Ferrari, 2006
Chinavia collis (Rolston, 1983)
Chinavia difficilis (Stål, 1860)
Chinavia dubia (Rider & Rolston, 1986)
Chinavia ecuadoriensis (Rolston, 1983)
Chinavia ernsti Grazia, Schwertner & Ferrari, 2006
Chinavia erythrocnemis (Berg, 1878)
Chinavia esmeralda (Rolston, 1983)
Chinavia euri (Rolston, 1983)
Chinavia froeschneri (Rolston, 1983)
Chinavia fuscopunctata (Breddin, 1901)
Chinavia geniculata (Dallas, 1851)
Chinavia gravis (Walker, 1867)
Chinavia gregei (Eger, 1988)
Chinavia heissi Grazia, Schwertner & Ferrari, 2006
Chinavia herbida (Stål, 1859)
Chinavia immaculata (Frey-da-Silva & Grazia, 2001)
Chinavia impicticornis (Stål, 1872)
Chinavia insulani (Rolston, 1983)
Chinavia ista (Rolston, 1983)
Chinavia laeta (Stål, 1859)
Chinavia longicorialis (Breddin, 1901)
Chinavia macdonaldi (Rolston, 1983)
Chinavia marginata (Palisot de Beauvois, 1817)
Chinavia monticola (Rolston, 1983)
Chinavia montivaga (Distant, 1890)
Chinavia musiva (Berg, 1878)
Chinavia napaea (Stål, 1872)
Chinavia neoteretis Grazia, Schwertner & Ferrari, 2006
Chinavia nigratarsis (Stål, 1872)
Chinavia nigradorsata (Breddin, 1901)
Chinavia nigropicta (Breddin, 1906)
Chinavia obstinata (Stål, 1860)
Chinavia occasi (Rolston, 1983)
Chinavia occulta (Rolston, 1983)
Chinavia panamensis (Distant, 1890)
Chinavia pecosana (Rolston, 1983)

Chinavia pengue (Rolston, 1983)
Chinavia plaumanni (Rolston, 1983)
Chinavia pontagrossensis (Frey-da-Silva & Grazia, 2001)
Chinavia rideri (Frey-da-Silva & Grazia, 2001)
Chinavia rogenhoferi (Stål, 1872)
Chinavia rufitibia Schwertner & Grazia, 2006
Chinavia runaspis (Dallas, 1851)
Chinavia schuhi Schwertner & Grazia, 2006
Chinavia scutellata (Distant, 1890)
Chinavia sebastiaoi Schwertner & Grazia, 2006
Chinavia simplicis (Rolston, 1983)
Chinavia solita (Rider & Rolston, 1986)
Chinavia sparnia (Dallas, 1851)
Chinavia teretis (Rolston, 1983)
Chinavia triangula (Rider & Rolston, 1986)
Chinavia tuiucauna Schwertner & Grazia, 2006
Chinavia ubica (Rolston, 1983)
Chinavia vanduzeei Schwertner & Grazia, 2006
Chinavia viridans (Stål, 1859)
Chinavia wygodzinskyi (Rolston, 1983)

Dichelops Spinola, 1837 [Pentatominae: Carpocorini]

Dichelops (Diceraeus) furcatus (Fabricius, 1775)
Dichelops (Diceraeus) lobatus Grazia, 1978
Dichelops (Diceraeus) phoenix Grazia, 1978
Dichelops (Dichelops) avilapiresi Grazia, 1978
Dichelops (Dichelops) bicolor Distant, 1890
Dichelops (Dichelops) leucostigmus (Dallas, 1851)
Dichelops (Dichelops) miriamae Grazia, 1978
Dichelops (Dichelops) nigrum Bergroth, 1914
Dichelops (Dichelops) peruanus Grazia, 1978
Dichelops (Dichelops) pradoi Grazia, 1978
Dichelops (Dichelops) punctatus Spinola, 1837
Dichelops (Dichelops) saltensis Grazia, 1978
Dichelops (Neodichelops) melacanthus (Dallas, 1851)
Dichelops (Podrichelops) divisus (Walker, 1867)

Evoplitus Amyot & Serville, 1843 [Pentatominae: Pentatomini]

Evoplitus humeralis (Westwood, 1837)

Pallantia Stål, 1862 [Pentatominae: Pentatomini]

Pallantia diffusa (Walker, 1867)
Pallantia macula (Dallas, 1851)
Pallantia maculosa Grazia, 1980
Pallantia macunaima Grazia, 1980

Pseudevoplitus Ruckes, 1958 [Pentatominae: Pentatomini]

Pseudevoplitus paradoxus Ruckes, 1958

Pseudevoplitus peruvianus Grazia, Campos & Becker, 1994

Pseudevoplitus vitattus Grazia, Campos & Becker, 1994

Rio Kirkaldy, 1909 [Pentatominae: Menidini]

Rio acervatus Fortes & Grazia, 2000

Rio bicolor Fortes & Grazia, 2000

Rio capsularis Fortes & Grazia, 2000

Rio clipeatus Fortes & Grazia, 2000

Rio distinctus Fortes & Grazia, 2000

Rio immaculatus Fortes & Grazia, 2000

Rio indistinctus Fortes & Grazia, 2000

Rio insularis Ruckes, 1960

Rio maculatus Fortes & Grazia, 2000

Rio matogrossensis Fortes & Grazia, 2000

Rio mexicanus Fortes & Grazia, 2000

Rio nigritus Fortes & Grazia, 2000

Rio obscuratus Ruckes, 1960

Rio pectoralis (Stål, 1860)

Rio punctatus Fortes & Grazia, 2000

Rio testaceus Ruckes, 1960

Rio variegatus Ruckes, 1960

Thyanta Stål, 1862 [Pentatominae: “unplaced”]

Thyanta (Argosoma) acuminata Ruckes, 1956

Thyanta (Argosoma) boliviensis Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) brasiliensis Jensen-Haarup, 1928

Thyanta (Argosoma) curvata Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) emarginata Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) excavata Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) hamulata Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) humilis Bergroth, 1891

Thyanta (Argosoma) infuscata Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) obtusa Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) similis Van Duzee, 1933

Thyanta (Argosoma) sinuata Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) straminea Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) vadosa Rider, 1991

Thyanta (Argosoma) xerotica Rider, 1991

Thyanta (Phacidium) acuta Ruckes, 1952

Thyanta (Phacidium) acutangula Jensen-Haarup, 1928

Thyanta (Phacidium) aeruginosa Berg, 1878

Thyanta (Phacidium) convexa Rider, 1991
Thyanta (Phacidium) cornuta Ruckes, 1956
Thyanta (Phacidium) fimbriata Rider, 1991
Thyanta (Phacidium) juvenca Stål, 1862
Thyanta (Phacidium) robusta Rider, 1991
Thyanta (Thyanta) perditor (Fabricius, 1794)
Thyanta (Thyanta) rubicunda Rider, 1991
Thyanta (Thyanta) setigera Ruckes, 1957

Serdia Stål, 1860 [Pentatominae: Pentatomini]

Serdia apicicornis Stål, 1860
Serdia beckeri Thomas & Rolston, 1985
Serdia bicolor Fortes & Grazia, 2005
Serdia bihamulata Thomas & Rolston, 1985
Serdia calligera Stål, 1860
Serdia concolor Ruckes, 1958
Serdia costalis Ruckes, 1958
Serdia delphis Thomas & Rolston, 1985
Serdia indistincta Fortes & Grazia, 2005
Serdia inspersipes Stål, 1860
Serdia limbatipennis Stål, 1860
Serdia lobata Thomas & Rolston, 1985
Serdia maculata Fortes & Grazia, 2005
Serdia maxima Fortes & Grazia, 2005
Serdia quadridens Thomas & Rolston, 1985
Serdia robusta Fortes & Grazia, 2005
Serdia rotundicornis Becker, 1967
Serdia ruckesi Thomas & Rolston, 1985

ANEXOS

ANEXO I

Material examinado (capítulo 2)

Acrosternum heegeri

RÚSSIA: [dados em russo], 5.IX.1927, col. [coletor em russo] (1♀, S. Petersburgo). GRÉCIA: Créte, Mallia, Mm R. Naudin, 1925 (2♀, MNHN). ALGÉRIA: Prov. d'Alger, A.L. Montandon 1896 (1♂, MNHN); Hannan, Meskourtine, coll Noualhier 1989 (1♀1♂, MNHN). MARROCOS: Idne, 1700m, Ht Atlas Maroc, G. Remaudiere, 18.VIII.1949 (1♀, MNHN); idem, mas 1600m, 15.VIII.1949 (1♀, MNHN). TÚNISIA: Ain Drakan, 16-18.VIII.1962, Linnavuori col. (1♀, AMNH). Sem dados: 1♀ (MNHN); 1♂, Logodecke, VII.1972, coll. Camile Van Volxem (MNHN).

Afrochinavia rinapsa

GUINÉ: Posterres Macinta, Guinée, soja (1♀, MNHN). GHANA: Osiem, 13.V.1966, Leston (1♂, AMNH). COSTA DO MARFIM: Lamto, Toumodi, [ilegível], 24.III.1964, D. Gillon (1♂1♀, AMNH); idem, mas Lum 31.III.1964 (1♀, AMNH); ForoForo, 3.XI.1971, A. Pollet rec. (1♂, AMNH); idem, mas 11.XI.1972 (1♂, AMNH); idem, mas 27.XI.1971 (1♀, AMNH); Lamto, Toumodi, côte d'Ivoire, III.1968//G. Girard col. (1♂1♀, AMNH); ForoForo, 7.XI.1970 (1♂, AMNH); Adiopo, W. [ilegível], 26-27.VI.1953, P. Cachan (1♀, AMNH); Delatre, 9.V.1945, Bouaké (2♀♀, MNHN). SERRA LEOA: sem dados de procedência (holótipo ♂, BMNH). BENIN: Kotonou, Germain, 10.1997 (1♂, MNHN). NIGERIA: Ilife, w. State, 8-3:1978, Akingbohunge coll. (1♂, AMNH). REPÚBLICA CENTRO-AFRICANA: Lamabokê, 11.V.1966, Central Afrique, R. Pujol (1♀, MNHN); Haute Sangha, P. Marcilhacy 1922 (1♀, MNHN); Nord de Fort de Possel, M'Brous & Route de Krébédjé, Mission Chari-Tchad, Dr. Decorse X.1904 (1♀, MNHN). GABÃO: Belinga, 29.III.1963, H. Coiffait, Mission Biologique au Gabon, P.P. Grasse directeur (1♂, MNHN). Sem dados: 1♂1♀ (MNHN).

Alciphron glaucus

NOVA CALEDONIA: Plaine des Lacs, 5km E. Grand Lac, 300m, 22°16'S, 166°58E, 22-25.I.1984, M. Pogue & M. Epstein (1♂, MNHN); INDONÉSIA: Morotai, Moluccas, III.1945, Gilbert Banner (1♀, AMNH).

Antestia trispinosa

COSTA DO MARFIM: ForoForo, 30.X.1971, Pollet rec. (1♀, AMNH); idem, mas data 9.IX.1972 (1♂, AMNH); idem, mas data 5.I.1972 (2♂♂, AMNH); Adiopodoumé, 11.II.1970, Gillon col. (2♂♂2♀♀, AMNH); idem (holótipo ♂, AMNH).

Banasa dubia

VENEZUELA: Cagua, AR, 150m, 23.xi.57; E.Dante coll. (1♀, MIZA); Cagua, AR, 450m, 19.xi.57; E.Dante coll. (1♂, MIZA).

Bathycoelia horvathi

COTE D'IVOIRE: Foro Foro, 4.XI. 1972, A. Pollet Coll., (1♀, AMNH); GANA: Tafo, 9.X.1967, J.A. & S. Slater, T. Schuh, Collected at ultraviolet light (1♂, AMNH).

Bergrothina camerunensis

GANA: "Neotaf", 3.X.1967, D. Leston (1♀, AMNH); Enchi, 18.V.69, D.Leston (1♂, AMNH).

Brachynema cinctum

ETIÓPIA: "nr" Berbera, 26.VI.1963, Linnavuori, (1♂, AMNH); COTE D'IVOIRE: Foro Foro, 2.VI. 1971, A. Pollet Coll., (1♀, AMNH).

Carpocoris purpureipennis

INDIA: Koolog Valley, India, M.M. Carleton (1♂1♀, AMNH). Sem dados: 2♂♂2♀♀ Meyer-Dür collection (AMNH)

Chinavia hilaris

ESTADOS UNIDOS: Catahoula, L.A., 13.VIII.1971, Parish col. (1♂, AMNH); Ithaca, NY, 22.VI.1990, G.S. Albuquerque (1♂, UFRG); Falls Church Va., collection N. Banks (1♂, AMNH); Flórida, Okalbosa Co., Blackwater St. Ph., V.6.1976, J. Schuh coll. (1♂, AMNH); Brooksville, Hernando Co., Flórida, X.24.1924, G.R. Ferguson (1♀, AMNH); Carefree, Ariz., VIII.27.1970, R. Hancock coll. (1♀, AMNH); idem, mas data IX.3.1970 (1♀); Nebraska, Richardson Co., Indian Care State Park, VI.20-26.1976 (1♂, INPA); Montague, Calif. Siskiyou Co., May 21.1966, Joe Schuh coll. (1♀, AMNH); 2177, Pernambuco, 1863 (1♀, AMNH); Huguenot, NY, VIII.14.1939, T.C. Wilfred (1♀, AMNH); Lubbock, Texas, 10.II.1990, coll. J.C. Cokendopher (1♂, AMNH); Texas, L.A., 13.VII.1971, Parish col. (1♀, AMNH); Kansas, Bourbon Co., Redfield, X.9.1965, Jean & Wilton Ivie (1♂, AMNH); Arizona, Cochise Co., Portal, VII.28.1967. W.J. Gertsch (1♀, AMNH).

Chinavia impicticornis

Holótipo. COLÔMBIA: Bogotá (Lectótipo ♂, NRM)

Material adicional. VENEZUELA: El Vale, DF, 30.I.1950, F. Fernandez, em frijolez (1♀, MIZA); AR, San Sebastian 17.VIII.1965, J&B Bechyne (1♀, MIZA); Naquanagua, Carabobo 480m, 30.V.1966, col. S. Diaz (1♂, MIZA); Etat de Miranda Caucagua, Mayel Grisol 1923 (MNHN, 1♂). GUIANA FRANCESA: Les Hattes, Bas Maroni, coll. LeMoult, juillet (1♀1♂, MNHN); Nouveau Chantier, collection LeMoult, juillet (MNHN, 1♀); env. De Cayenne Mahury, F. Geay, 1902, n. 3864 (1♀, MNHN). BRASIL: Campos dos Goytacazes, RJ, V.2000, Schwertner col. (1♂1♀, UFRG); Londrina, PR, Brasil, 01.III.1977, A.R. Panizzi col (1♂, UFRG); Londrina, PR, Brasil, 27.XI.2001, S. Manfredi col. (UFRG, 1♂); idem, mas Hirose col. (1♀, UFRG); Londrina, PR, Brasil, 01.III.1977, A.R. Panizzi col. (2♂♂1♀, UFRG); Assaí, PR, Brasil, 2.IX.1976 (1♀, UFRG); Brazil, Ponta Grossa, PR, soja, 4.IV.1975, 506 A e B (1♂1♀, UFRG); Mato Grosso, 10 25°S59 28'W, 17-22.III.1977, 300m, D. Engleman col. (1♀, UFRG); Itapiranga, RS, X.1952 (3♂♂3♀♀, MGAP); Pq. Estadual do Turvo, RS, Brasil, 15.X.1981, S.L. Bonatto (1♂, UFRG); Cacequi, RS, 19.V.1984, R. Ragagnin (1♀, UFRG); Campos, RJ, Pop.Lab. X.2001, Schwertner col (9♀♀6♂♂, UFRG); DF, FAL, soja, 15.VIII.1978, J.G. Smith (2♀♀2♂♂, DZRS); Florestal, MG, 24.IV.1979, col L. Chander, em soja, (1♂, UFV); Vargem Grande, Jacarepaguá, RJ, 12.XII.1983, J. Grazia, em goiabeira (2♀♀, UFRG); São José do Rio Pardo, SP, BR, 25.V.1978, M.B.P. Balestieri, 3606 e 3607 (2♀♀, ZUEC); Benjamin Constant, Rio Javari, Amazonas, A. Paiko, II.42 (3♀♀, MNRJ); Itacoatiara, Amazonas, Brasil, VIII.1956, M. Alvarenga, coleção Campos Seabra (1♂1♀, MNRJ); Bom Jardim, Rio Javari, Benjamin Constant, Amazonas, II.1942, A. Paiko col. (1♂, MNRJ); Piracicaba, Esalq, 540m, em kivi, 3.II.1968 (1♀, UFRG); Esalq, Antonio C. Lombardi, 11.III.1972 (1♂, UFRG); Rio Javari, Amazonas, 1959, 83\60, J. Hidasi col (1♀, MNRJ); Sousas, Campinas, SP, BR, 21.X.1975, V.R. Rossin col. (1♀, UFRG); Jundiaí, SP, BR, 8.X.1976, L. Simmelink col. (1♀, UFRG); Piracicaba, 12.VI.1972 (1♀, UFRG); Zillo, Piracicaba, 6.IV.1972 (1♀, UFRG); Pindorama, SP, Brazil, P.U.C.B. col., 27.V.1938 (1♀, UFRG); Piracicaba, SP., 22.VI.1978, Fletchmann\em Psodocarpus tetragonolobus (1♂, UFRG); Vargem Gde. do Sul, SP, em Macadamia, Bernardi E.B. 27.IX.1994 (1♂, UFRG); Tijuca, RJ, X.1944, Carvallho col. (1♂, MNRJ); Ribeirão Preto, SP, Brazil, 2434, P.U.C.B. col, IV.38 (1♀, DZRS); J.E.O. Lima, Piracicaba, IV.1972 (1♀, UFRG); Sítio Vialves, Manaus, AM, 17.II.1956, em feijão, Rubem Vale col. (1♀, INPA); Amazonas, Manaus, 15.IX.1955, Elias e Roppa col. (1♂, MNRJ); Ceará, Serra de Baturite, Gounelle col., collection Noulhier 1898 (1♀, MNHN); Amazonas, Brasil, Tabatinga, V.1950, J.M. Carvalho col. (1♂, MNHN); idem, mas rio Itacoai em vez de Tabatinga (1♂, MNHN); idem, mas data IV.1950 (1♂1♀, MNHN); idem, mas localidade Eirunepe e data VI.1950 (1♀, MNHN); Reserva Ducke, Manaus, Amazonas, n.2989 (1♂, INPA); Rio Javari, Amazonas, 1959-DZ83\60, J. Hidasi col. (1♂, MNRJ); Óbidos, Pará bx\Amazonas, Dirings, II.1960 (2♂♂, MZSP); idem, mas data II.1961 (1♀, MZSP); Pará, Serra dos Carajás, II.1988, Roppa & Mano (1♀, MNRJ); Pará, Gorotire, Xingu, 14.XI.1977, D.A. Posey (1♀, UFRG); Colonia Rio Branco, Óbidos, Pará, X.1953, J. Brazilino col., coleção Campos Seabra (1♀, MNRJ); Serra do Navio, 8.VII.1961, AP, J&B Bechyné (1♀, MPEG); Santarezinho, Itaituba, Rio Tapajós, Pará, Dirings, III.1961 (2♀♀2♂♂, MZSP); idem, mas data XI.1960 (1♂, MZSP). PERU: Quillabamba, Cuzco, 27.X.1963, n.1539, (MACN, 1♀); Junin, between San Ramon de Pangoa and Boca de Kiatari, 40-55km SE Satipo, 750m, 5.VI.1972, R.T. & J.C. Schuh (AMNH, 1♀). EQUADOR: Pastaza, rio Macuma, 10km from rio Morona, 11-16.VII.1971, 300m, B. Malkin (AMNH, 1♀). BOLÍVIA: Yungas de La Paz, XII.4-20, 1959, 1200-1700, Luis Peña collector (AMNH, 1♂); Tarija, Ing. Bormejo, 14-28.II.1969, col. R. Golbach (1♀, IMLA). ARGENTINA: Rio Chico, Tucuman, 13.III.1947, A. Willinick Y R. Golbach (1♂, IMLA); Castelar, Prov. B. Aires, X. 1991, E. Saini, em erva mate (1♂, UFRG); Rio Hondo, 14.II.58, R. Golbach (1♂, IMLA); Aguaray, Salta, 18.II.56, R. Golbach (1♂, IMLA); Abra Grande, Orán Salta X.1-13.67, R. Golbach (1♂, IMLA); Prov. Tucuman, Tafi Viejo 8.IV.1948, coll. R. Golbach (1♂, IMLA); Monte Belo, [ilegível] Tucuman, 1947, A. Willinick Y R. Golbach (1♂, IMLA); Salta, Aguaray, 14.I.1950 (1♀, IMLA); Bemberg, Misiones, 14-30.III.1945, Hayward, Willinick y Golbach (1♀, IMLA); Misiones, Pto Iguazu, 7.III.1945 (1♀, IMLA); Salta, Pt. Iguazu, 7.III.1945 (1♀, IMLA); Tucuman, San Ramon, IX-1947, col. Garcia (1♀, IMLA);

Salta, Aguaray, 14.I.1950, Golbach col. (1♀, IMLA); Iguazu, Misiones, R.A., 30.I.-13.III.1945, Hayward, Willinick y Golbach (1♂, IMLA).

Chinavia pallidoconspersa

COSTA DO MARFIM: ForoForo 8.5.71 (1♂, AMNH); Adiopodoumé, IV-V.1964, leg. R.H. Cobben (1♂, AMNH); Loc. Azaguie, date 8.1964 (1♂, AMNH); ForoForo n. 2, 26.VI.72, A. Pollet réc. (1♀, AMNH); Lamto (Toumodi), ?, 10.IV.64 (1♀, AMNH). GHANA: Tafo, 10.III.1967, UV Trap (1♀, AMNH); Tafo, 2.II.1966, Leston, 576, UV trap (1♂, AMNH). LIBÉRIA: Mt. Coffee, Liberia, III.Mar 1897, RP Currie collector (1♀, NMNH); Bong County, Bong Mine, alt. 150m., Tropical Institute 6 48'37"N 10 21'23"W, at light, 16.6.1989, R. Garms (1♀, NMNH); idem, mas data 20.5.1989 (1♀, NMNH). ETIÓPIA: Harrar Prov., (Absyssinia), X.2.1920, F4969 (1♀, AMNH). SOMÁLIA: Hargesia, BR, Somaliland, XII.5-7.1920, F4969 (1♀, AMNH). REPÚBLICA CENTRO-AFRICANA: Dar-Banda Mérid., Krébédjé, Fort-Sibout, Mission Chari-Tchad, Dr. J. Decorse XI.1904, Homótipo *C. gerstockeri*, Schwertner (1♂1♀, MNHN); Bossangoa Fr.Eq.Africa, 1-29-1929, H.H. Curtis (2♀♀, NMNH); Bonkoko, RCA, P.L. 18.4.1970, Michel Boulard (1♀, AMNH). KENYA: Nairobi, B.E.A, G. Babault, III.1923 (1♀, MNHN); Turner-McArthur, Lower Tana-Sabaki, IV-V.1932 (1♀, NMNH). TANZANIA: Bunduki T.T., Uluguru Mtns., 600 ft. 11.1948, J.G. Williams (1♀, NMNH); Kilamboero, Jan-Mai '71, Leg. W.S. Bos (2♀♀, AMNH). MADAGASCAR: Sikora (neótipo ♂, NRM); Vanillier, Frappa 1930 (1♂, MNHN); coll. Noualhier 1898 (2♂♂, MNHN); Antanambé, Mcoquerys, coll Noualhier 1898 (1♀, MNHN). Sem dados: 1♀, W-Labo, 23-24.VI.58 (AMNH); 1♀, Azagbie C.I., V.1964, Griveaud (AMNH); 1♀, Yalech, 4.64 (AMNH). AFRICA DO SUL: Umtentwini, Natal, VII-1950, A.L. Capener (1♂, AMNH).

Chlorochroa sayi

ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA: Stanislaus Co., Calif., 12.III.1966, T. Halstead, det. By T. Halstead (1♂, AMNH);

Chlorochroa senilis

ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA: New Haven, A.E. Verrill & Class, 19th Century, Yale collection, Circa 1865-1900, catalogue no. 4682, *Rhytidolomia senilis* det. J.A. Slater (1972) (1♀, AMNH); New York, Sea Cliff, L.I., Banks collection, *senilis* (1♂, AMNH).

Cosmopepla lintneriana

ESTADO UNIDOS DA AMÉRICA: E. Gardiner, Ore. Douglas Co. Smith R., Otter Slough, May 27, 1964, J.D. Vertrees, Coll.(1♀, AMNH); Chicago, Illinois, VI-13-1956, J.B. Hayes Coll. (1♂, AMNH).

Cyptcephala antiguensis

VENEZUELA: Jusepin, Monagas, 50m, 9.IV.1965, "en borrajón", F. Fernandez. y C.J. Rosales (1♂, MIZA); Chichiriviche, FA, 29.II.1964, J.& Bechyne (1♀, MIZA).

Glaucias amyoti

FILIPINAS: Negros Island Camp. Lookout Dumaguete, II.15-IV.15.1961, T. Schneiria, A. Reyes collectors (2♂♂2♀♀, AMNH); Zamboanga, B.P. Clark (1♂, AMNH). SUMATRA: Dolok Merangir, 180m, IV-VI.1970, E.W. Diehl (1♂, AMNH).

Grazia tinctoria

BRASIL: Barra do Quaraí, RS, População de Laboratório da UFRGS, criado em vagem, março-agosto 2003 (1♀1♂, UFRG);

Kermana fucosa

ARGENTINA: (RA) Tucuman, Trancas, II-1947, R. Golbach (1♀, IMLA); Colon, Entre Rios, Abril-1995, P.Verner (1♂, NMNH)

Kurumana bechuana

AFRICA DO SUL: Kimberley, coll. In seeds, *Kurumana bechuana* (Schouteden) det. Schwertner 2004 (1♂, NMNH).

Neoacrosternum rufidorsum

MADAGASCAR: Antogil B., Mocquerys (holótipo ♂, MTM); Diego-Suarez, Ch. Alluad 1893 (1♂2♀, MNHN); Labor. Colonial Museum, Betsimisaraka du Centre, Fauchere, Nicolas, Houreau 1906 (1♂, MNHN); 1♂1♀ sem dados de localidade (MNHN)

Nezara viridula

Holótipo: *Pentatoma vicaria* Walker, 1867 (1♀ - BMNH) with labels: a) type b) E. Rio /5860 *Pentatoma vicaria*. CHINA: Chingehgshan, Schechuan, VIII.1932, G.Liu col. (1♂, AMNH). INDIA: Lutlejd, RW., N. India, M.M. Carleton col. (1♀1♂, AMNH); Kaik. Unyal, Unyal goon, 5500ft,V-VII.1941, Seklana Theri Garhwal (1♀ AMNH). VENEZUELA: Carabobo, 460m, 25.VI.1966, A. Fernandez col. (1♀, MIZA); Aragua, Rancho Grande, 10.IV.1967, Salcedo, J. col. (1♂, MIZA); Aragua, Villa de Cura, 4.VII.1945, Fernandes, F. col. (1♂1♀, MIZA) “en algodón”; Aragua, Tasajera, 20.I.1951, Requerta, J.R. col. (4♂, MIZA); Lara, Terepaima, 1-4.XI.1956, Fernandes, F. y C.J.Rosales col. (1♀, MIZA); Aragua, 29.V.1966. Fernandes, F. col. (1♂, MIZA); Carabobo, Mariara, 25.VI.1966, 460m. Fernandes, F. col. (2♀, MIZA) “trampa de luz”; Aragua, Choroni, 25/V/48, Fernandes, F. y F. Aponte col. (1♀, MIZA); Lara, Sanare, 5.III.1957, Fernandes, F. y C.J.Rosales col. (1♂, MIZA); Aragua, 17.VI.1956, Garcia, E. col. (1♀, MHNV); Distrito Federal, El Valle, 24.2.1945, Fernandes, F. (1♀, MHNV); La Florida Serrania de Barbula, 19.XII.61, Joly col. (1♀, MHNV); BRAZIL: Bahia, Itabuna (CPDC), 1980, Milanez, J.M. col. (1♀, UFRG); Minas Gerais, Fazenda S. José Cong. Aparecida, XI.1960, Carvalho, J.C.M. (1♂, UFRG); Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, IV.1918, Mendes, D. col., (1♂, UFRG); São Paulo, Campinas (Barão Geraldo), 5.V.1980, Sazima, L. col. (1♀, UFRG); São Paulo, Campinas (UNICAMP), 16.VII.1980, Grazia, J. col. (1♂, UFRG); Paraná, Londrina, Embrapa Soja, 6.VII.1999, Pubelli G.C. leg (3♂3♀, UFRG); Santa Catarina, Garopaba, 15-30.I.1998, J. Grazia (1♀3♂, UFRG); Sem dados: 1♂ (UFRG); Santa Catarina, Nova Teutônia, 1948, Plaumann, F. col. 22° 11'5/52° 23' L (1♂, AMNH); Santa Catarina, Porto União, 20.V.2003, Pimpão, D.M. col (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, 2.VII.1980, Pauichi, J. col., J. Grazia det. 1986, (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Estrela, 1.IV.07, Greve, C. col. (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, 26.IV.1982, Costa & Link col., em soja (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, XII.1981, Link, D. col., em feijão, Jocélia Grazia det. 1986, (1♂2♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Cruz Alta, 19.X.1981, Link & Costa col., em colza, (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Santa Maria, 7.XII.1981, Link & Costa col., em colza, Jocélia Grazia det. 1986 (1♂, UFRG); Rio Grande do Sul, Guaíba, 1.X.1985, Del Vecchio, M.C. col., em joá (1♂2♀, UFRG); Rio Grande Sul, Estação Ecológica do Taim, 23.III.1981, 4.IV.1981, Grazia, J. col., (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Viamão, 1966, (1♂3♀, MGAP); Rio Grande do Sul, Pelotas, XII.1956, (1♂, MGAP); Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 27.XI.1956, (1♂, MGAP); Rio Grande do Sul, Cachoeirinha, 18.IV.1981, Mocellin, R.P. col. (1♀, UFRG); Rio Grande do Sul, Canoas, 22.XII.1985, Fernandes, J.A.M. col. (1♂, UFRG).

Palomena prasina

Coll. Imhoff. (1♂, AMNH); Meyer Dür Collection (1♀, AMNH).

Parachinavia prunasis

GHANA: Lecron, 20.XI.1968, D. Leston , UV trap (1♂, AMNH); Tron, 14.X.1967, D. Leston (1♀, AMNH). SUDÃO: Equatoria, Tambura-wau road, 25-26.IV.1963, Linnavuori (1♂, AMNH); Kordofan, Tendelti, UmmRuwaba, 25.I.1963, Linnavuori. (1♀, AMNH). ÁFRICA DO SUL: Cape Town, E. Simon, coll. Noualhier 1898 (1♀, MNHN); Pretoria, Transvaal Meientpes Kop., 25.Nov.1967, JA & S Slater, T.Schuh (1♀, AMNH); Rostenburg, XII.1961, A.L. Capener (1♂, AMNH)Umentweni, Natal, VII.1953, A.L. Capener (1♀, AMNH); Transvaal, Hammanskaal, E. Simar, Coll. Noualhier 1898 (1♀, MNHN).

Parantestia tethys

ERITREA: Massawa, 27-30.V.1963, Linnavuori (1♀,AMNH); NIGERIA: W.State, H. I. Farm, 27.X.1960, Albert U. Oboite (1♂, AMNH).

Pentatoma rufipes

FRANÇA: Paris, Grisuiold (1♂2♀♀, MNHN). SUÉCIA: Orkll. Tunga, VII.6.1961, Alex Mate (1♂, AMNH). Sem dados: 2♀♀2♂♂, Meyer-Dür collection (AMNH).

Plautia crossota

INDIA: Coimbatore, 1.X.1953, P.S. Nathan Coll., S.India (1♂, AMNH)

Porphyroptera guineensis

LIBERIA: Mt Coffe, Feb. 1897, R.P. Currie (1♀, AMNH). GHANA: Tafo, WoraWora, coll. 20.V.-24.VII.1965, Wacri (1♀, AMNH). BENIN: Dahomey, Env. de Porto Novo, Waterlot 1911 (1♂, MNHN). REPÚBLICA DEMOCRÁTICA DO CONGO: Avakubi, 27°31'E1°20'N, II.1914 (1♀, NMNH); Reg. d'M'Baiki, BrFidao, Pitard 1919 (1♂, MNHN); 27°15'E.2°25'N, VIII.IX.1910 (1♂, NMNH); Djamba Belgian, Alt. 1700-1800ft, X.10.1929, H.H. Curtis 1929 (1♂, NMNH).

Pseudoacrosternum cachani

MADAGASCAR: Prov. D'Analalara, Maromandia, R. Decay 1923 (1♀, MNHN); Berilany, A. Seyrig, 3.IV.1932, A. Seyrig (1♂, MNHN); Nioumokélé, Anjouan, Desruisseaux, coll. E. Fleutiaux, 1919 (1♂, MNHN); Anjahantelo prés, Amboasary Vadon e Peyrieras, III.1969 (1♀, MNHN).

Roferta marginalis

BRASIL: Cachimbo, Pará, Travassos Oliveira & Adão, 25.X.1956, 02989 (1♀, FIOC); Rio de Janeiro, RJ, II.1994, Campos, L.A. (1♂, UFRG).

Sabaeus humeralis

FILIPINAS: Island Samar, Baker (1♀, NMNH); Rizal, Pasay, Abril-1930 (1♂, NMNH).

Thyanta perditor

BRASIL: Cachoeira do Sul, RS, 23-24.IV.1983, M. Sobral col. (1♀, UFRG); Campinas, São Paulo, 3.III.1989, Silva C.M.K. col. (1♂, UFRG).

ANEXO II

Normas aos Autores:

Capítulos I e II

ZOOTAXA

ISSN 1175-5326 (Print Edition) & ISSN 1175-5334 (Online Edition)

Schaefer, Carl W. (carl.schaefer@uconn.edu) **Hemiptera: Heteroptera**

University of Connecticut, Department of Ecology & Evolutionary Biology, 75 North Eagleville Road Unit 3043, Storrs CT 06269-3043, USA

Aim and scope

Zootaxa is a peer-reviewed international journal for rapid publication of high quality papers on any aspect of systematic zoology, with a preference for large taxonomic works such as monographs and revisions. *Zootaxa* considers papers on all animal taxa, both living and fossil, and especially encourages descriptions of new taxa. All types of taxonomic papers are considered, including theories and methods of systematics and phylogeny, taxonomic monographs, revisions and reviews, catalogues/checklists, biographies and bibliographies, identification guides, analysis of characters, phylogenetic relationships and zoogeographical patterns of distribution, descriptions of taxa, and nomenclature. Open access publishing option is strongly encouraged for authors with research grants and other funds. For those without grants/funds, all accepted manuscripts will be published but access is secured for subscribers only. All manuscripts will be subjected to peer review before acceptance. *Zootaxa* aims to publish each paper within one month after the acceptance by editors.

Based on length, two categories of papers are considered.

1) Research article

Research articles are significant papers of four or more printed pages reporting original research. Papers between 4 and 59 printed pages are published in multi-paper issues of 60, 64 or 68 pages. Monographs (60 or more pages) are individually issued and bound, with ISBNs.

Zootaxa encourages large comprehensive taxonomic works. There is no upper limit on the length of manuscripts, although authors are advised to break monographs of over 1000 pages into a multi-volume contribution simply because books over 1000 pages are difficult to bind and too heavy to hold.

Very short manuscripts with isolated descriptions of a single species are generally discouraged, especially for taxa with large number of undescribed species. These short manuscripts may be returned to authors without consideration. Short papers on species of economic, environmental or phylogenetic importance may be accepted at the discretion of editors, who will generally encourage and advise authors to add value to the paper by providing more information (e.g. checklist of or key to species of the genus, biological information.....). Short papers of 4 or 5 pages accepted for publication may be shortened for publication in the Correspondence section.

2) Correspondence

High quality and important short manuscripts of 1 to 4 pages are considered to fill blank pages in multi-paper issues. *Zootaxa* publishes the following six types of correspondence:

- opinions and views on current issues of interests to systematic zoologists (e.g. *Zootaxa* 1577: 1-2)
- commentary on or additions/corrections to papers previously published in *Zootaxa* (e.g. *Zootaxa* 1494: 67-68)
- obituary in memory of deceased systematic zoologists (e.g. *Zootaxa* 545: 67-68)
- taxonomic/nomenclatural notes of importance

- book reviews meant to introduce readers to new or rare taxonomic monographs (interested authors/publishers must write to subject editors before submitting books for review; editors then prepare the book review or invite colleagues to prepare the review; unsolicited reviews are not published)
- and short papers converted from manuscripts submitted as research articles but are too short to qualify as formal research articles.

These short contributions should have no more than **20 references** and its **total length should not exceed four printed pages (except editorials)**. Neither an abstract nor a list of key words is needed; major headings (Introduction, Material and methods...) should NOT be used, except for new taxon heading and references. A typical correspondence should consist of (1) a short and concise title, (2) author name and address (email address), (3) a series of paragraphs of the main text, and (4) a list of references if any. For correspondence of 3 or 4 pages, the first or last paragraph may be a summary.

Commentaries on published papers are intended for scholarly exchange of different views or interpretations of published data and should not contain personal attack; authors of concerned papers may be invited to reply to comments on their papers.

Special issues

Special issues with collected papers such as a Festschrift (see [Zootaxa 1325](#) and [Zootaxa 1599](#)) within the scope of the journal are occasionally published. Guest editors should send the proposal to the chief editor for approval and instructions. Although guest editors for special issues are responsible for organising the peer review of papers collected within these issues, they must follow Zootaxa's style, standard and peer review procedures. If any papers by the guest editors are to be included in the special issue, then these papers must be handled by editors/colleagues other than the editor(s) involved. Special issues must be 60 or more pages. Normally funding is required to offset part of the production cost. Author payment for open access is strongly encouraged. Reprints can be ordered for the entire issue or for individual papers.

Preparation of manuscripts

1) *General*. All papers must be in English. Authors whose native language is not English are encouraged to have their manuscripts read by a native English-speaking colleague before submission. Nomenclature must be in agreement with the *International Code of Zoological Nomenclature* (4th edition 1999), which came into force on 1 January 2000. Author(s) of species name must be provided when the scientific name of any animal species is first mentioned (the year of publication needs not be given; if you give it, then provide a full reference of this in the reference list). Authors of plant species names need not be given. Metric systems should be used. If possible, use the common font New Times Roman and use as little formatting as possible (use only **bold** and *italics* where necessary and indentions of paragraphs except the first). Special symbols (e.g. male or female sign) should be avoided because they are likely to be altered when files are read on different machines (Mac versus PC with different language systems). You can code them as ♂ and ♀, which can be replaced during page setting. The style of each author is generally respected but they must follow the following general guidelines.

2) The **title** should be concise and informative. The higher taxa containing the taxa dealt with in the paper should be indicated in parentheses: e.g. A taxonomic revision of the genus *Aus* (Order: family).

3) The **name(s) of all authors** of the paper must be given and should be typed in the upper case (e.g. ADAM SMITH, BRIAN SMITH & CAROL SMITH). The address of each author should be given in *italics* each starting a separate line. E-mail address(es) should be provided if available.

4) The **abstract** should be concise and informative. Any new names or new combinations proposed in the paper should be mentioned. Abstracts in other languages may also be included in addition to English abstract. The abstract should be followed by a list of **key words** that are not present in the title. Abstract and key words are not needed in short correspondence.

5) The arrangement of the **main text** varies with different types of papers (a taxonomic revision, an analysis of characters and phylogeny, a catalogue etc.), but should usually start with an **introduction** and end with a list of **references**. References should be cited in the text as Smith (1999), Smith and Smith (2000) or Smith *et al.* 2001 (3 or more authors), or alternatively in a parenthesis (Smith 2000; Smith & Smith 2000; Smith *et al.* 2001). All

literature cited in the text must be listed in the references in the following format (see a [sample page here](#) in PDF).

A) Journal paper:

Smith, A. (1999) Title of the paper. *Title of the journal in full*, volume number, page range.

B) Book chapter:

Smith, A. & Smith, B. (2000) Title of the Chapter. *In*: Smith, A, Smith, B. & Smith, C. (Eds), *Title of Book*. Publisher name and location, pp. x–y.

C) Book:

Smith, A., Smith, B. & Smith, C. (2001) *Title of Book*. Publisher name and location, xyz pp.

C) Internet resources

Author (2002) *Title of website, database or other resources*, Publisher name and location (if indicated), number of pages (if known). Available from: <http://xxx.xxx.xxx/> (Date of access).

Dissertations resulting from graduate studies and non-serial proceedings of conferences/symposia are to be treated as books and cited as such. Papers not cited must not be listed in the references.

Please note that (1) **journal titles must be written in full (not abbreviated)**; (2) journal titles and volume numbers are followed by a ","; (3) page ranges are connected by "n dash", not hyphen "-", which is used to connect two words. For websites, it is important to include the last date when you see that site, as it can be moved or deleted from that address in the future.

On the use of dashes: (1) Hyphens are used to link words such as personal names, some prefixes and compound adjectives (the last of which vary depending on the style manual in use). (2) En-dash or en-rule (the length of an 'n') is used to link spans. In the context of our journal that means numerals mainly, most frequently sizes, dates and page numbers (e.g. 1977–1981; figs 5–7) and also geographic or name associations (Murray–Darling River; a Federal–State agreement). (3) Em-dash or em-rule (the length of an 'm') are used far more infrequently, and are used for breaks in the text or subject, often used much as we used parentheses. In contrast to parentheses an em-dash can be used alone; e.g. What could these results mean—that Niel had discovered the meaning of life? En-dashes and em-dashes should not be spaced.

6) Legends of **illustrations** should be listed after the list of references. Small illustrations should be grouped into plates. When preparing illustrations, authors should bear in mind that the journal has a matter size of 25 cm by 17 cm and is printed on A4 paper. For species illustration, line drawings are preferred, although good quality B&W or colour photographs are also acceptable. See a guide [here](#) for detailed information on preparing plates for publication.

7) **Tables**, if any, should be given at the end of the manuscript. Please use the table function in your word processor to build tables so that the cells, rows and columns can remain aligned when font size and width of the table are changed. Please do not use Tab key or space bar to type tables.

8) **Keys** are not easy to typeset. In a typical dichotomous key, each lead of a couplet should be typed simply as a paragraph as in the box below:

1 Seven setae present on tarsus I ; four setae present on tibia I; leg I longer than the body; legs black in color ...
Genus A

- Six setae present on tarsus I; three setae present on tibia I; leg I shorter than the body; legs brown in color ... 2

2 Leg II longer than leg I ... Genus B

- Leg II shorter than leg I ... Genus C

Our typesetters can easily convert this to a proper format as in this [PDF file](#).

Deposition of specimens

Whenever possible, authors are advised to deposit type specimens in national or international public museums or

collections. Authors are also advised to request registration numbers of deposited material in advance of the acceptance of papers to avoid unnecessary delay of publication. Some countries (e.g. Australia) require that primary type specimens be deposited in collections of the country of origin; authors are advised to take this into consideration.

Submission

Please follow the above basic guidelines and check if your manuscript has been prepared according to the style and format of the journal. Authors are encouraged to submit manuscripts by e-mail as attachments to the subject Editors responsible for your taxa or subject areas; manuscripts on small insect orders without subject editors should be submitted to Dr **Ernest Bernard** (ebernard@utk.edu); manuscripts on other invertebrate taxa without subject editors should be submitted to the Chief editor.

Prior to submitting a manuscript and figures to an editor, please check our website if there are two or more editors per subject, and then contact one of these to announce your intention to submit a manuscript for review. Please indicate the size of the manuscript, the number of figures and the format of these files. Your editor can then respond with special instructions, especially for the submission of many image files.

When you submit your manuscript to your editor, it will be more expedient to the review process if you offer the names of three or more potential reviewers with their complete postal and email addresses. It is also important to include the following statements in your cover letter:

1) All authors agree to its submission and the Corresponding author has been authorized by co-authors; 2) This Article has not been published before and is not concurrently being considered for publication elsewhere (including another editor at Zootaxa); 3) This Article does not violate any copyright or other personal proprietary right of any person or entity and it contains no abusive, defamatory, obscene or fraudulent statements, nor any other statements that are unlawful in any way.

Otherwise, your manuscript will not be processed.

For manuscripts with numerous illustrations, which might be saved as separate TIFF or JPG files, for the purpose of review, it will be easier and more efficient for the subject editors and reviewers to have the figures converted into one larger PDF (Portable Document Format) file, instead of requiring the subject editor to save many files, cutting and copying these into a string of messages/files to the reviewers. You should retain the original figures in a higher resolution format for the final production of the accepted paper. For the text, PDF file along with RTF (Rich Text format) files are preferred. The advantage of submitting a rtf file for the text part of the manuscript is that the reviewers can emend the manuscript electronically. If you can not prepare PDF files, then submit text in RTF and the figures in TIFF (line drawing scanned at 600 dpi and half tone at 300 dpi; please use LZW compression, if you can, to reduce the size of e-files for easy transmission); if halftone TIFF files are too big (exceeding 2 MB), then submit them in jpeg. See here for detailed information on preparing plates for publication.

Vector files (charts, maps etc) are best submitted as EMF.

If you do not have access to e-mail, you can send three copies of the manuscript by post. Please double space your ms and leave ample margins for printed manuscripts.

Authors of accepted papers will be asked to submit an electronic version of the manuscript so that the publisher needs not to re-key or scan the ms. At this stage, the text part of the ms must be submitted as RTF or MS Word files and figures as TIFF files. Authors please be aware that line drawings must be scanned at 600 or 900 dpi as line art (=1 bit); they must NOT be scanned as 8 bit or full colour images. Please read details here.

In submitting the final version of revised manuscript to editors, authors are asked to provide the following information to all proper typesetting and indexing of the manuscript:

- 1) Corresponding author name and email
- 2) Author last name and running title (<60 characters; to be used in footer)
- 3) Number of plates and cited references
- 4) High taxon name (i.e. taxon section in Zootaxa website) and number of new taxa described in the paper

Authors need to complete and return an Assignment of Copyright form when paper is accepted for publication. Authors of institutions that do not allow transfer of copyrights to publishers (e.g. government institutions such as USDA, CSIRO) should attach a copyright waiver or similar documents.

Review process

When a manuscript is received by the Editor, he/she will have it reviewed by at least two peers qualified to evaluate the manuscript and he/she normally asks the reviewers to complete the review in one month. However, the reviewing process will normally take longer, depending on the length of the manuscript and reviewer's responses.

Publication

Once the manuscript is accepted by your subject editor, final files, produced according to Zootaxa requirement, will be forwarded by your subject editor to the chief editor, who will then link with author and the printer to ensure that the paper is published without unnecessary delay. Normally the proof will be sent to the author for checking 1 to 3 weeks after the final files are accepted. The paper will usually be published with two weeks (for larger papers it will take longer) once the corrections to the proof are received.

Page charge and colour plates. There is **no page charge** for publishing with *Zootaxa*. Publication of **colour figures/photographs** in online edition is also free of charge (print version in black and white). If colour plates in the print edition are desired, authors will be asked to contribute towards the full cost. Current rates: 300 USD for the first colour page; 200 USD for each additional colour page.

Open access. *Zootaxa* endorses the open access of taxonomic information and has published more open access taxonomic papers than any other journal. Authors who have funds to publish are strongly encouraged to pay a fee of 20 US\$ per printed page to give free online access of their papers to all readers at this site or their own site. Open access papers are read by more people and are expected to have higher citation rates.

Reprints. Each author will be given a **free e-reprint** (PDF) for personal use (printing a copy for own use or exchange with other researchers, but not for deposition in a library/website/ftp-site for public access).

Printed copies of each paper/monograph in the form of the regular reprint can also be produced by the Publisher for purchase by authors at cost to authors, with a discount based on the number of copies ordered.

Interactive links can be set up for authors at US\$10 for the first five links and US\$1.00 for each additional link for the online edition of their paper. Typical links are: to an e-mail address, link to another online paper or website and to other parts of the same documents [e.g. linking "Smith 2000" cited in the **Introduction** to the full details "Smith, A. (2000) Title of paper. *Journal title in full*, 0, 000-000" listed in the **References**]. All details and instructions (what to mark and where to link) should be provided when the final revision is returned to the Editor

ANEXO III

Normas aos Autores:

Capítulo III

Journal of Biogeography

Edited by:

Robert J. Whittaker

Print ISSN: 0305-0270

Online ISSN: 1365-2699

Frequency: Monthly

Current Volume: 36 / 2009

ISI Journal Citation Reports® Ranking: 2007: 3/31 (Geography, Physical); 20/116 (Ecology)

Impact Factor: 3.539

NEW: Online production tracking is now available for your article through Blackwell's Author Services

Author Services enables authors to track their article - once it has been accepted - through the production process to publication online and in print. Authors can check the status of their articles online and choose to receive automated e-mails at key stages of production. The author will receive an e-mail with a unique link that enables them to register and have their article automatically added to the system. Please ensure that a complete e-mail address is provided when submitting the manuscript. Visit www.blackwellpublishing.com/bauthor for more details on online production tracking and for a wealth of resources including FAQs and tips on article preparation, submission and more.

Instructions for Authors

Papers dealing with all aspects of spatial, ecological and historical biogeography are considered for publication in the *Journal of Biogeography*. The mission of the Journal is to contribute to the growth and societal relevance of the discipline of biogeography through its role in the dissemination of biogeographical research. To that end, the editorial policy is that the Journal seeks to be representative of the discipline of biogeography, to be global in scope, and to be inclusive of major traditions and viewpoints in the discipline. Authors are particularly encouraged to submit concise, clearly written papers focused on precisely framed questions or hypotheses of broad interest to the wide international readership of the journal. Article formats include provocative Guest Editorials, short Commentaries and Correspondence, submissions of which are encouraged alongside standard research papers (Original Articles).

The Journal was established in 1974 and is published in 12 issues a year.

Review policy: To avoid unnecessary delay for authors, papers submitted to the journal are first assessed editorially, and either are rejected outright at this stage or are entered into a full peer review process. We aim to reach an editorial decision on each manuscript in a timely

fashion and to do so for first submissions in all cases within three months of receipt. As of January 2009, the mean time to first decision for the previous 12-month period was 34 days.

Article types and guidelines for layout

The Journal publishes articles under the following main headers: **Guest Editorials**, **Commentaries**, **Original Articles** and **Correspondence**. All submissions are subject to peer review. All submissions should be concisely and clearly written. Please state the word count for the abstract and also for the main body of the text (exclusive of the abstract and references) on the title page of the manuscript.

Guest Editorials

The Guest Editorial section is intended for stimulating and reflective essays providing personal perspectives on key research fields and issues within biogeography. Contributions are by the invitation of the editors, and authors wishing to contribute to this section should therefore contact the editorial office in advance. When published, guest editorials should be of no more than eight printed pages (main text maximum 5000 words), and they should include a short, single-paragraph abstract, and a set of 6-10 keywords.

Manuscripts should be presented in the following order: the first line should say Article type: Guest Editorial, followed on a new line by the article title, and then author names and addresses, address and e-mail address of corresponding author, running head (of up to 8 words), the abstract, 6-10 keywords, the body of the text, and the references, using the standard referencing system of the journal. A biosketch (see below) may be included after the references section providing the overall paper length limit is not exceeded.

Commentaries

The aim of the Commentary section is to provide readily intelligible comment on the latest original research in biogeography. The prose style should be light, and the article should be written with the minimum of technical language and jargon, so as to be understandable to a general audience or an undergraduate taking an introductory course in biogeography. Authors who wish to contribute to this section are advised to contact the editorial office for further guidance and to discuss ideas for this section. Contributions will be subject to rapid peer review. Commentaries should occupy a maximum of two pages of the journal, and should have a maximum of 10 references.

Manuscripts should be presented in the following order: the first line should say Article type: Commentary, followed on a new line by an article title of maximum 10 words, the body of the text (if headers are used within the text, keep them to a minimum), author names and addresses, including an e-mail address for the corresponding author, and the references, using the standard referencing system of the journal. The overall word count, inclusive of all of the above (i.e., text, title line, author details, references), should not exceed 1600 words. Should you wish to include a small figure or other illustration, this can be accommodated by a reduction in the number of words on a pro rata basis.

Original Articles

Most contributions to the Journal appear under the strapline Original Article. This is intended for regular research papers, whether empirical, theoretical or synthetic in nature. Authors are strongly encouraged to limit the overall length of their manuscript so that, when published, the article will comprise not more than 10 to 12 published pages. One page of the journal can carry one of the following: a) the article title, author list, abstract, and keywords; b) about

1000 words of text (including subheadings); c) about 30 references. Depending on the amount of illustrative material, the main text excluding references should not exceed 6000 words. Longer papers will continue to be accepted providing the content can be deemed of particular significance and of wide general interest to the journal's readership.

Manuscripts should be presented in the following order: the first line of the submission should say Article type: Original Article, followed on a new line by the article title, author names and addresses, address and e-mail address of the corresponding author, running head (of up to 8 words), a structured abstract (as detailed below), 6-10 keywords, the body of the text, and the references, using the standard referencing system of the journal. A biosketch entry should be included after the references section (see below).

Structured abstracts. Abstracts should be of no more than 350 words, presented as a series of factual statements under the following headings: Aim, Location, Methods, Results, and Main conclusions. The Aim should give a clear statement of the principal research question(s) or hypotheses, the Methods should give details of materials/sampling/methods of analysis, and the Main conclusions should give the main take-home message.

Biosketch/Biosketches. A short Biosketch/Biosketches entry (30-100 words for one author/150 words for the first three authors, respectively) describing the research interests of the author(s) should be provided. For papers with >3 authors, biosketch details should be supplied for the first author only; alternatively, a general statement of the focus of the research team (which may include a link to a group web page) should be provided, together with a statement of author roles, e.g. Author contributions: A.S. and K.J. conceived the ideas; K.J. and R.L.M. collected the data; R.L.M. and P.A.K. analysed the data; and A.S. and K.J. led the writing.

Correspondence

The journal welcomes short items of correspondence prompted by papers previously published in this or occasionally in other journals. The text should not normally exceed 2500 words, inclusive of a short one-paragraph abstract (< 150 words), and a list of 6-10 keywords. No biosketch is included in Correspondence papers.

Preparation of manuscripts

Authors for whom English is a second language may choose to have their manuscript professionally edited before submission to improve the English. A list of independent suppliers of editing services can be found at www.blackwellpublishing.com/bauthor/english_language.asp. All services are paid for and arranged by the author, and use of one of these services does not guarantee acceptance or preference for publication.

Submission

Submission to the Journal of Biogeography is via an online submission process at <http://mc.manuscriptcentral.com/jbi>. When submitting, authors should upload **a single word file (.doc or .rtf) containing the text, tables and embedded figures**. If the paper has Supporting Information (for online publication only), this material should be uploaded as a separate editable file (or files), with embedded figures if applicable. Any explanatory notes, companion papers etc. for the attention of reviewers should be uploaded under 'Comments to reviewers'. Once the files have been uploaded, the system automatically creates a single PDF file for review purposes combining the files designated as being for review. An optional cover

letter for the editor may be uploaded separately.

If and when your paper is accepted for publication, the editorial office will request you to upload your figures as separate files in the format(s) specified below (see 'Tables and figures'). When supplying these files, use the following naming convention: Number of submission_figure number, and then the appropriate file extension e.g. 'JBI-08-0500_Fig1.tif'. Full instructions and support for authors can be found on the Manuscript Central site. To use the site you will need a user ID and password. Go to the Journal's submission homepage (<http://mc.manuscriptcentral.com/jbi>) and click 'New user' if you have not registered as an author before.

The text

Manuscripts should bear the title of the contribution, names of the authors and complete addresses of the place(s) where the work was carried out. The full postal and e-mail address of the author who will receive correspondence and check the proofs should also be included, as well as the present address of any author if different from the place where the work was carried out. **Manuscripts must be written in English (using UK spellings please); where this is not the author's first language they should be carefully checked by a scientifically competent English speaker before submission.**

Please note that Word 2007 is not yet compatible with journal production systems. Please use Word's 'Save As' option therefore to save your document as an older (.doc) file type.

Manuscripts should be double line spaced. All pages should be numbered in the top right hand corner. A range of three different headings levels may be used and authors should indicate the level of each heading by formatting them as bold-capital, bold-lower case or italics-lower case for main, second and third level heading, respectively. The correct nomenclatural authorities for the main study species must be given on their first mention in the main body of text, or reference must be made to an appropriate nomenclatural source reference covering the taxa mentioned in the paper. Where specific equipment or software is mentioned, please give the manufacturer/company's name, town and country.

Abbreviations and units

SI units (m, km², kg, etc.) are preferred. Statistics and measurements should always be given in figures, i.e. 10 km, except where the number begins the paragraph. When the number does not refer to a unit of measurement, it is spelt out (e.g. three samples), except where the number is greater than or equal to 10 (e.g. 25 samples). Use: negative exponents (e.g. t year⁻¹, not t/year); L for litres; 24 hour clock format (e.g., 10.00 h); and format dates as 31 March 1999. The word 'Figure' should be abbreviated in the text, e.g. Fig. 1, Figs 2 and 3. All acronyms/abbreviations should be given in full at first mention. A list of preferred abbreviations and naming conventions is available [here](#).

Tables and figures

Tables should be cited consecutively in the text and included in the file at the end of the paper; they should be editable and constructed using 'tabs' (not spaces or software options). Table column headings should be brief, with units of measurement in parentheses. Abbreviations should be defined.

All illustrations (including photographs and maps) are classified as figures and they should be numbered consecutively as first cited in the text. Figure legends/captions should be inserted at the end of the paper. Figure legends should make the material completely understandable and

abbreviations should be defined. Panels should be labelled (a), (b), (c), etc. rather than (A), (B), (C) etc. and referred to in the text as, for example, Fig. 1a.

Please ensure that figures are prepared such that, after reduction to print size, all lettering and symbols will be clear and easily read. Photographic figures should be saved in tif format at 300 d.p.i. (or failing that in jpg format with low compression). Line figures should be saved as vector graphics (i.e. composed of lines, curves, points and fonts) in eps or pdf format, as this enhances their display when published online. Combination figures (those composed of vector and pixel/raster elements) should also be saved in eps or pdf format where possible. If line figures and combination figures cannot be saved in vector graphics format, they should be saved in tif format at high resolution (i.e. 600-800 d.p.i.) (do not save them in jpg format). If you are unsure about the resolution of your tif files, please zoom in and check that fonts, curves and diagonal lines are smooth-edged and do not appear blocky. Note that tif files are downsampled for online publication and so authors should preferentially opt for vector graphic formats for line and combination figures (full resolution tif files are used for print publication).

Colour figures should be saved in CYMK rather than RGB. Bar scales for maps and photographs are preferred to numerical scales and must be given on all such items. Full artwork guidelines are given on the publisher's web site (<http://www.blackwellpublishing.com/bauthor/illustration.asp>).

Maps that display area data and organism distribution at a continental, hemispheric, or world scale must always use an **equal-area map projection** (e.g., Mollweide or Aitoff's). Note especially that Mercator's projection is not acceptable for such data. Please indicate the precise projection employed in the caption. On these maps, the equatorial scale should be indicated, while **scale information should be provided**, preferably as a scale bar within the figure, for all maps of whatever size and area; use 'km' or 'kilometres', not 'kilometers'. Maps should include adequate geo-referencing information.

Cover images

Authors are encouraged to submit potential cover illustrations. These should be scanned to be 300 d.p.i. when enlarged/reduced to reproduction size (typically 11 x 16 cm).

References

Authors must use the system illustrated below. All author names of multi-authored works should be given. Page extents of single-volume works are not required. **Titles of journals should be given in full.** Unpublished data, works in preparation and papers submitted but not yet accepted may be cited in the text, giving the author's initials and surname, but should not be included in the reference list. It is the author's responsibility to obtain permission from colleagues to include their work as a personal communication.

In the text, references should be made by giving the author's name with the year of publication, as follows: (Bush & Rivera, 1998). When reference is made to a work by three or more authors the first name followed by *et al.*, is used on all occasions. If several papers by the same author and from the same year are cited, a, b, c, etc., should be put after the year of publication, as follows (Schoener & Shoener, 1983a, b). When citing a list of papers, place them in date order (alphabetically when within a year) and separate them with semi-colons as follows (Schoener & Shoener, 1983a, b; Bush & Rivera, 1998, 2003; Collins, 1998, 2002; Whittaker *et al.*, 2007).

References must be listed alphabetically by first author, then by number of authors (one, two, three or more), then chronologically within the one-author group, alphabetically within the two-author group, and chronologically within the ≥ 3 -author group. Please give the **titles of journals in full**. Check the Journal for reference style. Some examples are given below:

Prentice, I.C., Guiot, J., Huntley, B., Jolly, D. & Cheddadi, R. (1996) Reconstructing biomes from palaeoecological data; a general method and its application to European pollen data at 0 and 6 ka. *Climate Dynamics*, **12**, 185-194.

Cox, C. B. & Moore, P. D. (1999) *Biogeography: an ecological and evolutionary approach*, 6th edn. Blackwell Science Ltd, Oxford.

Guo, Q. (1994) *Dynamic desert Puccinellia maritima plant community ecology: changes in space and time*. PhD Thesis, University of New Mexico, Albuquerque.

May, R.M. (1994) The effects of spatial scale on ecological questions and answers. *Large-scale ecology and conservation biology* (ed. by P.J. Edwards, R.M. May and N.R. Webb), pp. 1-17. Blackwell Scientific Publications, Oxford.

StatSoft Inc. (2003) *STATISTICA (data analysis software system), version 6.1*. StatSoft, Inc., Tulsa, OK.

Authors may wish to use a tool such as EndNote or Reference Manager for reference management and formatting. However, please note that we have no control over these resources and cannot guarantee that they format references correctly for this journal. This is your responsibility to check.

EndNote reference styles can be searched for here:

<http://www.endnote.com/support/enstyles.asp>

Reference Manager reference styles can be searched for here:

<http://www.refman.com/support/rmstyles.asp>

Appendices and Supporting Information

Appendices may be provided for important primary data, which needs to be included in the paper. However, they will normally be made available only in an electronic form through the online Journal. Such supporting information should be referred to in the text as, for example, "see Appendix S1 in Supporting Information". Authors should then include a 'Supporting Information' section immediately after their References section, which should be in the following form:

Supporting Information

Additional Supporting Information may be found in the online version of this article:

Appendix S1 Short title here.

Appendix S2 Short title here.

Please note: Wiley-Blackwell is not responsible for the content or functionality of any supporting materials supplied by the authors. Any queries (other than missing material) should be directed to the corresponding author for the article.

 Only short titles to appendices should be given in this section; full titles can be given with the Supporting Information itself. Supporting Information files are hosted by the Publisher in the format supplied by the author and are not copy-edited by the Publisher. **It is the responsibility of the author to supply Supporting Information in an appropriate file format and to ensure that it is accurate and correct.** Further instructions on the preparation of Supporting Information are available [here](#).

Policy on the use of RAPD markers

The appropriateness of RAPD markers for population genetic inference is increasingly questioned by our reviewers and editors because of concerns about reproducibility, dominance, and homology. Given these worries, and the ready availability of other kinds of markers that do not suffer from all of these problems, studies based primarily on RAPDs only rarely pass the scrutiny of peer review in the *Journal of Biogeography*. Of course, there may be situations in which RAPDs are appropriate, such as in genetic mapping studies or in searches for diagnostic markers for a given species or trait. These latter kinds of studies will continue to be reviewed by the journal.

Policy on molecular sequences and vouchers

It is a condition of publication that papers using new molecular sequences must place the sequences in an appropriate database (e.g. GenBank). Relevant accession numbers should be provided in the final manuscript. Accession numbers are required for all sequences used in analyses, including existing sequences in databases. Museum voucher numbers may also be provided where this information could be of real value to future researchers.

Copyright, OnlineOpen and colour figure charges

Journal of Biogeography operates two publication models: (1) our standard model for which no page charges apply; and (2) a pay-to-publish OnlineOpen model. Publication is conditional on authors completing and returning an Copyright Transfer Agreement Form or an OnlineOpen form, respectively. In addition, all papers including colour artwork are subject to charges (see *Colour figures* below). The relevant forms must be completed and returned to the Production Editor on acceptance: papers will not be sent for typesetting until then.

Copyright Transfer Agreement Form

Authors will be required to sign an Copyright Transfer Agreement Form (CTA) for all papers accepted for publication. Signature of the Copyright Transfer Agreement Form is a condition of publication and papers will not be put into production until a signed form has been received. Please note that signature of the Copyright Transfer Agreement Form does not affect ownership of copyright in the material. (Government employees need to complete the Author Warranty sections, although copyright in such cases does not need to be assigned). After submission authors will retain the right to publish their paper in various media/circumstances (please see the form for further details). A copy of the form is available from the Editorial Office or may be downloaded [here](#).

OnlineOpen

OnlineOpen is a pay-to-publish service from Blackwell that offers authors whose papers are accepted for publication the opportunity to pay up-front for their manuscript to become open access (i.e. free for all to view and download) via the Blackwell Synergy website. Each OnlineOpen article will be subject to a one-off fee of \$3000 to be met by or on behalf of the Author in advance of publication. Upon online publication, the article (both full-text and PDF

versions) will be available to all for viewing and download free of charge. The print version of the article will also be branded as OnlineOpen and will draw attention to the fact that the paper can be downloaded for free at <http://www.blackwell-synergy.com>.

Any authors wishing to send their paper OnlineOpen will be required to complete the combined payment and copyright licence form available from our website at:

http://www.blackwellpublishing.com/pdf/JBI_OOF.pdf

If your paper contains colour figures, you should also complete and return the Colour Work Agreement Form (see below). The OnlineOpen form should be sent to the Production Editor as soon as the paper is accepted.

The copyright statement for OnlineOpen authors will read:

© [date] The Author(s)

Journal compilation © [date] Blackwell Publishing Ltd

Colour figures

If your paper contains colour figures, the Colour Work Agreement Form (available [here](#), and from the Editorial Office) must be completed by the corresponding author and sent to Blackwell Publishing at acceptance. It is the policy of the Journal for authors to pay the full cost for the reproduction of their colour artwork in print (see the Colour Work Agreement Form for a summary of costs). **Any article received by Blackwell Publishing with colour work will not be published until the form has been received.** Please return forms to: Production Editor, Journal of Biogeography, Wiley-Blackwell, John Wiley & Sons, 101 George Street, Edinburgh EH2 3ES, UK; fax +44 131 226 3803.

Journal of Biogeography offers a free colour-on-the-web option whereby a figure may be produced in black and white in the printed journal but in colour in the online version, free of charge; however the same figure must be intelligible in black and white in the print version (we do not accept differing colour and black-and-white versions of the same figure).

Under exceptional circumstances, authors may request the colour in print charges to be waived. This must be done, in writing, at the time of submission of the manuscript, and authors must justify to the Editor-in-chief that inclusion of the figure(s) in colour is essential for interpretation of the results presented. If authors wish to apply for funds to cover the costs of colour printing, the Editor-in-chief will provide relevant support letters to funding bodies, indicating acceptance of the paper.

Archive policy

Please note that unless specifically requested, the Publisher will dispose of all hardcopy or electronic material submitted 2 months after publication. If you require the return of any material submitted, please inform the editorial office or the production editor.

Proofs

PDF proofs will be sent to the corresponding author by e-mail and they should be **returned to the Production Editor within two weeks of receipt**. Where this is not possible authors should e-mail the Production Editor (JBIProduction@Oxon.blackwellpublishing.com) to advise of the delay. The return address for proof corrections is: Production Editor, Journal of Biogeography, Wiley-Blackwell, John Wiley & Sons, 101 George Street, Edinburgh EH2 3ES, UK. Please do not fax back corrected page proofs or use Adobe Acrobat software options to electronically edit the proof, as doing so may delay the publication of your paper. Major alterations to the text and illustrations are only accepted when absolutely necessary; the additional costs may be charged to the author.

Offprints

A PDF offprint of the published article will be provided free of charge to the corresponding author, and may be distributed subject to the Publisher's terms and conditions. Paper offprints may be purchased if ordered on the form sent with the proof, and if returned to the Offprints Department at the time that proof corrections are returned. Printed offprints are posted to the correspondence address given for the paper unless a different address is specified on the order form. Note that it is not uncommon for printed offprints to take up to 8 weeks to arrive after publication of the journal.