
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
BIOLOGIA CELULAR E MOLECULAR**

**CITOGENÉTICA DE 13 ESPÉCIES DE ARANHAS
HAPLOGINAS PERTENCENTES ÀS FAMÍLIAS PHOLCIDAE,
SICARIIDAE E SCYTODIDAE (ARANEOMORPHAE):
EVOLUÇÃO CROMOSSÔMICA, SISTEMA CROMOSSÔMICO
DE DETERMINAÇÃO SEXUAL E CITOTAXONOMIA**

DOUGLAS DE ARAUJO

Tese apresentada ao Instituto de Biociências, da Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Campus de Rio Claro, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas (Biologia Celular e Molecular)

RIO CLARO
Estado de São Paulo - Brasil
Março/2007

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
BIOLOGIA CELULAR E MOLECULAR**

**CITOGENÉTICA DE 13 ESPÉCIES DE ARANHAS
HAPLOGINAS PERTENCENTES ÀS FAMÍLIAS PHOLCIDAE,
SICARIIDAE E SCYTODIDAE (ARANEOMORPHAE):
EVOLUÇÃO CROMOSSÔMICA, SISTEMA CROMOSSÔMICO
DE DETERMINAÇÃO SEXUAL E CITOTAXONOMIA**

DOUGLAS DE ARAUJO

Orientadora: Profa. Dra. Doralice Maria Cella

Tese apresentada ao Instituto de Biociências, da Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Campus de Rio Claro, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas (Biologia Celular e Molecular)

RIO CLARO
Estado de São Paulo - Brasil
Março/2007

595.44 Araújo, Douglas de
A663ci Citogenética de 13 espécies de aranhas haploginas
pertencentes às famílias Pholcidae, Sicariidae e Scytodidae
(Araneomorphae): evolução cromossômica, sistema
cromossômico de determinação sexual e citotaxonomia /
Douglas de Araujo. – Rio Claro : [s.n.], 2007
162 f. : il., gráfs., tabs., fots.

Tese (doutorado) – Universidade Estadual Paulista,
Instituto de Biociências de Rio Claro
Orientador: Doralice Maria Cella

1. Aracnídeo. 2. Citogenética. 3. Cariótipo. 4.
Cromossomo Y. 5. Diferenciação cromossômica. 6.
Hibridização in situ fluorescente. 7. Meiose. I. Título.

Ficha Catalográfica elaborada pela STATI – Biblioteca da UNESP
Campus de Rio Claro/SP

“Dedico este trabalho a todos que de uma forma ou de outra participaram na minha formação acadêmica”.

AGRADECIMENTOS

À todos os meus familiares, sejam aqueles que estiveram mais próximos ou os que mesmo a distância sempre procuraram auxiliar da melhor forma possível.

À minha orientadora, pelos nove anos de convivência, amizade, e por sempre reforçar a idéia de que se deve buscar um conhecimento além daquele transmitido.

Aos outros professores, os quais passaram não só conhecimento, mas exemplos de uma postura profissional.

Aos colegas de Pós-Graduação, seja pela amizade ou participação efetiva em discussões técnicas, ambas fundamentais no transcorrer de todo o percurso até o término da tese.

Aos amigos da Graduação, os quais não deixam de estar presentes apesar dos anos que se passam e do tempo consumido na construção de seus caminhos profissionais, estando sempre prontos para compartilhar as incertezas e percalços da vida universitária.

Aos meus co-orientados, companheiros que fornecem diariamente oportunidades para aperfeiçoar as qualidades necessárias na formação de um orientador e muitas vezes são fontes de ânimo novo para se enveredar em novos projetos.

Aos funcionários de todos os setores do Campus que, cada qual em sua função, propiciaram condições para que o trabalho fosse desenvolvido.

Aos pesquisadores de outras instituições que contribuíram das mais diversas maneiras para enriquecer este trabalho.

Aos amigos extra Universidade, os quais muitas vezes nos mostram um olhar que esquecemos de ter dentro da instituição.

À minha namorada, pela dedicação, paciência, amor...só posso dizer: “você é uma em um milhão”.

Ao apoio financeiro concedido pela CAPES - Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior.

“Com respeito aos animais em geral, algumas partes ou órgãos são comuns a todos, como foi dito, e alguns são comuns a gêneros particulares”.

(Aristóteles – Historia Animalium, Livro II, Parte 1, 350 a.C.)

ÍNDICE

	Página
I. RESUMO	1
II. INTRODUÇÃO E REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
II.1. Histórico sobre a citogenética de aranhas.....	3
II.2. Considerações sobre as características citogenéticas da ordem Araneae.....	4
III. OBJETIVO	57
IV. MATERIAL E MÉTODOS.....	58
IV.1. Material.....	58
IV.2. Métodos	60
IV.2.1. Obtenção das Preparações Citológicas	60
IV.2.2. Coloração Convencional (Giemsa).....	61
IV.2.3. Técnica de obtenção de bandas C	61
IV.2.4. Técnica de marcação com fluorocromos base-específicos (CMA ₃ /DA/DAPI).....	61
IV.2.5. Técnica de impregnação das regiões organizadoras de nucléolo pelo nitrato de prata (Ag-NOR)...	62
IV.2.6. Hibridização in situ fluorescente (FISH).....	62
IV.2.7. Colorações Associadas	63
IV.2.8. Análises Cromossômicas.....	63
IV.2.9. Obtenção e análise do complexo sinaptonêmico	64
V. RESULTADOS	65
Artigo I	
Chromosomal data of two pholcids (Araneae, Haplogynae): a new diploid number and the first cytogenetical record for the New World clade	
Resumo	68
Abstract.....	69
Introduction.....	70
Material and methods.....	72
Results.....	72
Discussion	76
Acknowledgments.....	78
Literature cited	78
Artigo II	
The chromosomes of the poison spider genera <i>Sicarius</i> Walckenaer, 1847 and <i>Loxosceles</i> Heineken & Lowe, 1832 (Araneae, Haplogynae, Sicariidae) from Brazil: X₁X₂Y sex determination chromosome system as a shared character	
Resumo	84
Summary	85
Introduction.....	86
Material and Methods	88
Results.....	90
Discussion	107

Acknowledgements.....	114
References.....	115
Artigo III	
Extreme chromosome number variability in <i>Scytodes</i> Latreille, 1804 species (Araneae, Haplogynae, Scytodidae)	
Resumo	121
Abstract.....	122
Introduction.....	123
Material and Methods	124
Results.....	125
Discussion	137
Acknowledgments.....	140
References.....	140
VI. CONSIDERAÇÕES FINAIS	143
VII. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	146

I. RESUMO

Dentre todas as ordens de aracnídeos conhecidas taxonomicamente, Araneae é a segunda mais diversa, com número de espécies menor somente em relação a Acari. Atualmente, 39.725 espécies já foram descritas, sendo que centenas de novas descrições são feitas a cada ano em diversas famílias de aranhas. O conhecimento citogenético sobre a ordem restringe-se a análise de 638 espécies (ca 2%) do total descrito do ponto de vista taxonômico. Este trabalho tem como objetivos fornecer uma compilação dos dados citogenéticos existentes para a ordem na literatura até a presente data, bem como caracterizar e estabelecer as estratégias de diferenciação cromossômica em 13 espécies de aranhas pertencentes ao grupo das haploginas, clado que corresponde a somente 3.257 espécies (ca 8%) do total da ordem e a apenas 41 espécies (ca 6%) do total cariotipado até os dias atuais. Aliado a baixa representatividade dos dados cariológicos, outros pontos que fazem das haploginas um grupo interessante para estudos são a predominância de cromossomos meta/submetacêntricos e de sistemas cromossômicos de determinação sexual simples e múltiplos, muitas vezes incluindo um cromossomo Y, ambas características raras entre os outros clados de Araneae. As espécies analisadas pertencem a três famílias de haploginas, Pholcidae (*Mesabolivar luteus* e *Micropholcus fauroti*), Sicariidae (*Loxosceles amazonica*, *Loxosceles gaucho*, *Loxosceles hirsuta*, *Loxosceles intermedia*, *Loxosceles laeta*, *Loxosceles puortoi*, *Loxosceles similis* e *Sicarius tropicus*) e Scytodidae (*Scytodes fusca*, *Scytodes globula* e *Scytodes itapevi*). Em Pholcidae, os resultados inéditos para os dois gêneros mostraram $2n(\sigma)=15=14+X$ em *Mesabolivar luteus*, com presença de diversas células diplotênicas em pares devido ao arranjo em cistos durante a espermatogênese, e $2n(\sigma)=17=16+X$ em *Micropholcus*

fauroti, sendo este último o primeiro registro desse número diplóide para toda a família. Destacam-se também nesta família, o tamanho pequeno dos cromossomos e a dificuldade na coloração dos mesmos. Em Sicariidae, registrou-se $2n(\sigma)=23=20+X_1X_2Y$ para todas as espécies de *Loxosceles* e $2n(\sigma)=19=16+X_1X_2Y$ em *Sicarius tropicus*, gênero este que foi cariotipado pela primeira vez. Em ambos os gêneros, os cromossomos mostraram-se predominantemente meta/submetacêntricos e o sistema cromossômico de determinação sexual (SCDS) foi do tipo X_1X_2Y ; entretanto, dados relativos ao emparelhamento dos cromossomos sexuais na meiose, bem como quanto a morfologia e padrão heterocromático constitutivo destes cromossomos, indicaram que o SCDS encontrado em *S. tropicus* está em uma condição menos derivada do que aquele observado nas espécies de *Loxosceles*. Informações relativas a morfologia cromossômica, presença de constrição secundária e padrão de bandas C foram utilizadas para corroborar uma maior proximidade, já proposta e baseada em caracteres morfológicos, entre as espécies de *Loxosceles* do grupo “amazonica” e “gaucho” dentre os quatro grupos existentes para os representantes do gênero nas Américas. Além disso, é apresentado o primeiro resultado de hibridização in situ fluorescente (FISH), usando sonda de rDNA em aranhas. Em Scytodidae, foram observados $2n(\sigma)=31=30+X$ em *Scytodes fusca*, $2n(\sigma)=17=16+X$ em *Scytodes itapevi* e $2n(\sigma)=13=12+X$ em *Scytodes globula*. O $2n=31$ é um dos maiores e o $2n=13$ o menor número cromossômico encontrado entre as haploginas com cromossomos monocêntricos. A variação de $2n=13$ a $2n=31$ é a maior registrada dentro de um mesmo gênero para as araneomorfas com cromossomos monocêntricos. Características como o número diplóide, morfologia cromossômica e comprimento total do cariótipo, indicaram uma maior proximidade entre *S. globula* e *S. itapevi* do que entre qualquer uma destas e *S. fusca*, corroborando a colocação das duas primeiras no grupo “globula”, a qual encontrava-se estabelecida na literatura de acordo com critérios morfológicos.

Palavras-chave: cariótipo, complexo sinaptonêmico, cromossomo Y, diferenciação cromossômica, heterocromatina constitutiva, hibridização in situ fluorescente, meiose.

II. INTRODUÇÃO E REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

II.1. Histórico sobre a citogenética de aranhas

De acordo com Painter (1914), Suzuki & Okada (1950), Mittal (1963) e Pinter & Walters (1971), os primeiros estudos sobre citogenética em aranhas são da autoria de Carnoy (1885), Wagner (1896) e Bösenberg (1905), tendo sua importância destacada pelo fato de ter estimulado a análise cariotípica em outras espécies.

Até 1958, os dados citogenéticos eram obtidos através de gônadas, masculina ou feminina, incluídas em parafina, seccionadas e coradas com hematoxilina férrica de Heidenhain, o que dificultava a interpretação dos resultados. Sharma et al. (1959) e Beçak & Beçak (1960) foram os primeiros pesquisadores a realizarem a técnica de esmagamento (squash), utilizando os corantes carmin-acético ou orceína.

Em 1971, Pinter & Walters introduziram o uso da colchicina, que até hoje se mostra importante na obtenção de células metafásicas que possibilitem a individualização dos cromossomos. Nesta mesma década, em 1974, Brum-Zorrilla & Cazenave já utilizavam a fixação com Metanol-Ácido Acético 3:1 e o Giemsa como corante.

Matsumoto (1977) foi o pioneiro na observação de cromossomos provenientes de células embrionárias de aranhas. Embriões de aranhas mostram-se como um valioso material na obtenção de metafases mitóticas, pois apresentam um alto índice de divisão celular. Contudo, existe uma gama muito grande de tecidos que tem sido empregada nos estudos citogenéticos em aranhas. Pode-se utilizar gônadas (ovários e testículos), gânglios cerebrais ou até mesmo, como descrito recentemente por Wang & Yan (2001), cultura de células sanguíneas.

Atualmente, na análise citogenética de aranhas é empregada uma ampla variedade de técnicas, sendo aquela de suspensão celular a mais utilizada; no entanto, a técnica de esmagamento ainda é usada em alguns casos. Diversos tipos de colorações têm sido utilizados com sucesso, desde a convencional, com Giemsa, até as diferenciais, como a de obtenção de bandas C, impregnação pelo íon prata e fluorocromos base-específicos.

II.2. Considerações sobre as características citogenéticas da ordem Araneae

A ordem Araneae está dividida, segundo o catálogo taxonômico de Platnick (2007), em 108 famílias, 3.677 gêneros e 39.725 espécies. Deste número total de espécies, 87 pertencem a Mesothelae, 2.564 estão incluídas em Mygalomorphae, e 37.074 estão inseridas em Araneomorphae. Representantes de 58 famílias (aproximadamente 54% do total descrito) já foram estudados do ponto de vista citogenético, perfazendo um total de 242 gêneros (ca 7%) e 638 espécies (ca 2%). A seguir uma explicação breve das características citogenéticas de cada família é apresentada; nesta explanação, as famílias foram agrupadas de acordo com as afinidades filogenéticas; o número de gêneros e espécies mencionado após o nome de cada família refere-se ao número dessas categorias descritas taxonomicamente para o grupo.

Mesothelae

Liphistiidae (5 gêneros e 87 espécies)

Esta família é a única existente para a subordem Mesothelae e ocupa a posição mais basal de toda a ordem Araneae nas análises cladísticas realizadas até o momento (Fig. 1) (Coddington & Levi, 1991). Citogeneticamente, esta família possui somente uma espécie analisada, cujo número diplóide inicialmente observado foi $2n=80$ e posteriormente revisado pelo mesmo autor que descreveu como $2n=+96=94+X_1X_2$, com cromossomos acrocêntricos. Este número diplóide é o maior já encontrado em todas as aranhas (Tabela 1).

Opisthothelae, Mygalomorphae

Antrodiaetidae (3 gêneros e 32 espécies) e **Atypidae** (3 gêneros e 42 espécies)

Estas duas famílias formam o clado Atypoidina (Fig. 1) (Coddington & Levi, 1991) que é filogeneticamente considerado grupo-irmão de Rastelloidina. Do ponto de

vista citogenético, somente uma e quatro espécies de cada família foram estudadas, respectivamente. Apesar do pequeno número de espécies de Atypidae analisadas, estas podem ser separadas em dois grupos, um composto por representantes com número cromossômico relativamente alto ($2n=41=40+X$ a $2n=\pm 44$ ou $2n=46=44+X_1X_2$), semelhante aquele encontrado na espécie de Antrodiaetidae ($2n=46$), e outro constituído pela espécie *Atypus affinis* Eichwald, 1830 que mostrou $2n=14=12+XY$, o menor número diplóide encontrado entre as migalomorfas até o momento. Adicionalmente, o registro da presença do cromossomo sexual Y nesta última espécie é o primeiro entre todas as migalomorfas já cariotipadas. Com exceção de *Atypus karschi* Dönitz, 1887, na qual foram descritos cromossomos acrocêntricos, as outras espécies de Atypidae apresentaram cromossomos quase que exclusivamente meta/submetacêntricos (Tabela 1). A variação do número diplóide encontrada no gênero *Atypus* Latreille, 1804 ($2n=14$ a $2n=\pm 44$ ou $2n=46$) é a maior variação intra-genérica observada em toda a ordem Araneae. Segundo Řezač et al. (2006), o cariótipo de *A. affinis* seria derivado em relação aqueles dos outros representantes da mesma família com número cromossômico alto. De acordo com Řezač et al. (2006), as características cariotípicas que reforçam esta hipótese são: compartilhamento de números cromossômicos altos entre as espécies de Atypidae e Antrodiaetidae, maior tamanho dos cromossomos em *A. affinis* em relação às espécies de Atypidae com $2n=41$ e presença de um sistema cromossômico de determinação sexual (SCDS) do tipo neoXY nesta última espécie, ao passo que as outras apresentaram SCDS do tipo X_1X_2 ou X.

Ctenizidae (9 gêneros e 121 espécies) e **Cyrtaucheniidae** (18 gêneros e 126 espécies)

Ambas pertencem a Rastelloidina (Fig. 1) (Coddington & Levi, 1991); no entanto, Cyrtaucheniidae ocupa a posição mais basal no grupo e Ctenizidae está em posição intermediária. Dados citogenéticos foram registrados somente para uma espécie de cada uma destas famílias, tendo sido encontrado $2n=\pm 80$ naquela mais basal e $2n=42$ na mais derivada (Tabela 1).

Dipluridae (24 gêneros e 175 espécies) e **Theraphosidae** (113 gêneros e 900 espécies)

Entre os Tuberculotae, Dipluridae que é basal em relação a Theraphosidae (Fig. 1) (Coddington & Levi, 1991), possui também número diplóide mais alto ($2n=86$), em uma espécie analisada, quando comparada a Theraphosidae que constitui a família mais derivada deste clado e possui 3 gêneros e 5 espécies estudadas, cujo número diplóide variou de $2n=44$ a $2n=74$. O SCDS, quando descrito, foi do tipo X_1X_2 e os cromossomos eram telo/subtelocêntricos. Pode-se destacar que, apesar dos poucos estudos, nesta última família, os números diplóides encontrados até o momento são gênero-específicos (Tabela 1).

Considerações gerais sobre Mesothelae e Mygalomorphae

De forma geral, estes dois grupos incluem as espécies que apresentaram os números diplóides mais altos entre as aranhas; no entanto, recentemente, em uma das espécies de Mygalomorphae, um número diplóide extremamente baixo foi descrito. Dessa forma, a variação de número diplóide encontrada nesses dois grupos, de $2n=14$ a $2n=±96$, pode ser considerada tão grande quanto aquela registrada no megadiverso grupo das araneomorfas, nas quais a variação é de $2n=7$ a $2n=±52$. Nestes grupos, o SCDS predominante é o do tipo X_1X_2 ; contudo, sistemas do tipo X e XY foram descritos recentemente. Algumas espécies exibiram cromossomos quase que exclusivamente acro/telocêntricos, ao passo que em outras, os elementos cromossômicos eram exclusivamente meta/submetacêntricos. Parece haver uma tendência evolutiva em direção a redução do número cromossômico quando se compara espécies de famílias mais basais com as mais derivadas dentro de determinados grupos.

Das 15 famílias de Mygalomorphae, somente seis foram analisadas citogeneticamente; assim, seria interessante, apesar da dificuldade imposta pelo baixo índice de divisão e alto número cromossômico, o estudo de representantes de outras famílias relativamente comuns em nossa fauna, como Nemesiidae, Idiopidae e Actinopodidae, para estabelecer se a estratégia de diferenciação cariotípica entre as espécies destes grupos foi por redução no número cromossômico.

Opisthothelae, Araneomorphae, araneomorfas basais

Hypochilidae (2 gêneros e 11 espécies) e **Austrochilidae** (3 gêneros e 9 espécies)

Estas famílias são consideradas as araneomorfas mais basais de acordo com diversos estudos filogenéticos (Fig. 2 e 5) (Coddington & Levi, 1991; Platnick et al., 1991; Griswold et al., 1999; Ramírez, 2000). Devido a pequena diversidade e distribuição geográfica restrita do grupo, estudos citogenéticos foram realizados apenas muito recentemente em somente uma espécie de cada família. Na espécie de Hypochilidae, o número diplóide encontrado foi $2n=29=26+X_1X_2Y$, com autossomos tanto meta/submetacêntricos quanto acrocêntricos e cromossomos sexuais metacêntricos. A espécie de Austrochilidae analisada mostrou $2n=38=36+XY$, com cromossomos exclusivamente meta/submetacêntricos (Tabela 1).

Considerações gerais sobre as araneomorfas basais

Além de números cromossômicos relativamente altos, principalmente em Austrochilidae ($2n=38$), quando comparados com aqueles da maioria das araneomorfas que serão abordadas a seguir, fato que reforça a posição basal dessas famílias, destaca-se a presença do cromossomo sexual Y nas duas espécies estudadas. A presença deste cromossomo é extremamente rara entre as aranhas enteleginas, mas tem revelado-se como uma característica comum em diversas famílias de haploginas. O registro do cromossomo Y nas famílias mais basais das araneomorfas reforça a hipótese de uma origem única desse elemento que seria uma sinapomorfia para as araneomorfas basais + haploginas, sendo perdido posteriormente em alguns táxons deste último grupo que apresentam SCDS do tipo X_1X_2 ou X. Essa origem única do cromossomo Y é também reforçada pela constância na morfologia metacêntrica deste elemento e pela forma semelhante de associação dos cromossomos sexuais na meiose de quase todas as espécies com SCDS do tipo X_1X_2Y , seja nas araneomorfas basais ou nas haploginas.

Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae

Filistatidae (16 gêneros e 110 espécies)

Esta família encontra-se na posição mais basal entre as haploginas (Fig. 2) (Coddington & Levi, 1991; Platnick et al., 1991; Ramírez, 2000), possui duas espécies pertencentes a dois gêneros cariotipadas, as quais exibiram $2n=24=22+X_1X_2$ e

$2n=33=30+X_1X_2Y$, com cromossomos meta/submetacêntricos. É interessante notar que o número diplóide de $2n=24$, compreendendo cromossomos meta/submetacêntricos, corresponde a metade daquele de algumas migalomorfas com cromossomos acro/telocêntricos (Tabela 1). Existe a possibilidade de que a espécie descrita como portadora de sistema X_1X_2 presente, na verdade, SCDS do tipo X_1X_2Y , pois em uma descrição anterior do cariótipo desta mesma espécie (Hetzler, 1979), a qual não forneceu detalhes, foi mencionada a presença de um cromossomo Y, sendo este o registro mais antigo existente na literatura em relação a ocorrência do cromossomo sexual Y para a ordem Araneae.

Dysderidae (24 gêneros e 493 espécies) e **Segestriidae** (3 gêneros e 106 espécies)

Ambas pertencem a Dysderoidea; entretanto, a relação entre elas dentro da superfamília é incerta (Fig. 2) (Coddington & Levi, 1991; Platnick et al., 1991; Ramírez, 2000). Com duas e sete espécies cariotipadas respectivamente, seus representantes mostraram os números diplóides mais baixos de toda a ordem Araneae ($2n=7$ a $2n=14$). Uma particularidade desse grupo é a presença, quase que exclusivamente, de cromossomos holocêntricos (Tabela 1). Cromossomos desse tipo foram descritos de forma isolada em apenas uma espécie pertencente a Araneidae e uma a Oxyopidae, ambas enteleginas. Estudos citogenéticos em representantes das outras duas famílias de Dysderoidea (Oonopidae e Orsolobidae) são importantes e muito interessantes para confirmar ou não a presença de cromossomos holocêntricos como uma sinapomorfia para a superfamília como um todo.

Tetrablemmidae (29 gêneros e 126 espécies)

De acordo com os trabalhos cladísticos de Coddington & Levi (1991) e Platnick et al. (1991), esta família seria grupo-irmão de Dysderoidea (Fig. 2), ao passo que a análise de Ramírez (2000) a coloca como grupo-irmão de um clado que inclui (Pholcidae(Diguetidae+Plectreuridae)). A única espécie de Tetrablemmidae cariotipada mostrou $2n=23=22+X$, com cromossomos exclusivamente metacêntricos (Tabela 1). O trabalho citogenético de Král et al. (2006), o qual realizou a análise da referida espécie e outras, agrupa Tetrablemmidae com Leptonetidae e Ochyroceratidae, baseado no comportamento do cromossomo X durante a prófase I nos machos.

Diguetidae (2 gêneros e 15 espécies) e **Plectreuridae** (2 gêneros e 30 espécies)

Segundo os trabalhos de Coddington & Levi (1991), Platnick et al. (1991) e Ramírez (2000), estas duas famílias formam um clado que tem como grupo-irmão Pholcidae (Fig. 2). Estudos cromossômicos foram realizados em duas e uma espécies nestas famílias, respectivamente, mostrando um número diplóide que variou de $2n=16$ a $2n=20$. O SCDS era do tipo XY nas espécies de Diguetidae e do tipo X_1X_2 na espécie de Plectreuridae. Nas espécies destas duas famílias, a morfologia cromossômica era predominantemente metacêntrica. De acordo com o trabalho citogenético de Král et al. (2006), o sistema XY encontrado em Diguetidae seria derivado de um do tipo X_1X_2Y e não a partir do X_1X_2 encontrado em Plectreuridae, levantando a possibilidade de que Diguetidae e Plectreuridae não pertencem a um mesmo clado.

Pholcidae (81 gêneros e 967 espécies)

Esta representa a maior família entre aquelas de haploginas (Fig. 2) (Coddington & Levi, 1991; Platnick et al., 1991; Ramírez, 2000) e possui somente 14 espécies, pertencentes à 8 gêneros, estudadas cariologicamente, as quais revelaram uma grande variação no número diplóide, de $2n=15$ a $2n=32$. O SCDS prevalecente foi o do tipo X; mas, os tipos X_1X_2 e X_1X_2Y também foram registrados para algumas espécies. A morfologia cromossômica foi predominantemente metacêntrica (Tabela 1). Segundo Král et al. (2006), o SCDS do tipo X_1X_2Y pode ter sido não identificado em alguns casos, tal como em *Spermophora senoculata* (Dugès, 1836), levando a descrição de um sistema do tipo X_1X_2 .

Um aumento da representatividade dos dados citogenéticos, com análises dos diversos clados de Pholcidae ainda não estudados, poderá contribuir no estabelecimento de relações entre os cariótipos encontrados dentro da família.

Ochyroceratidae (13 gêneros e 146 espécies) e **Leptonetidae** (14 gêneros e 200 espécies)

Estas duas famílias formam um clado juntamente com Telemidae (Fig. 2) (Coddington & Levi, 1991; Platnick et al., 1991; Ramírez, 2000). Infelizmente, não existem estudos cariológicos nesta última família. Em Ochyroceratidae, a única espécie

cariotipada mostrou $2n=13=12+X$ e cromossomos metacêntricos. A espécie de Leptonetidae analisada exibiu $2n=14=12+XY$, com morfologia cromossômica exclusivamente acrocêntrica (Tabela 1). Conforme mencionado anteriormente, o trabalho citogenético de Král et al. (2006) agrupou estas duas famílias com Tetrablemmidae. Apesar dos resultados citogenéticos e morfológicos induzirem os autores a uma discordância quanto a terceira família que faria parte deste clado, ambos os tipos de resultados mostraram que existe uma proximidade filogenética entre Ochyroceratidae e Leptonetidae.

Drymusidae (1 gênero e 14 espécies), **Scytodidae** (5 gêneros e 182 espécies) e **Sicariidae** (2 gêneros e 122 espécies)

A família Sicariidae é grupo-irmão de Scytodidae+Drymusidae (Fig. 2) (Coddington & Levi, 1991; Platnick et al., 1991; Ramírez, 2000). A família Drymusidae possui apenas uma espécie analisada citogeneticamente, a qual apresentou $2n=37=34+X_1X_2Y$ e cromossomos meta/submetacêntricos (Tabela 1).

Em Scytodidae, duas espécies identificadas tiveram seu cariótipo analisado, mostrando $2n=13=12+X$ ou $2n=14=12+X_1X_2$, e $2n=19=18+X$. Em algumas espécies, a morfologia cromossômica foi exclusivamente meta/submetacêntrica, em outras exclusivamente acrocêntrica, ao passo que outras mostraram um complemento composto pelas duas categorias de cromossomos. Além disso, uma espécie não identificada apresentou $2n=26$ (Tabela 1).

Em Sicariidae apenas sete espécies do gênero *Loxosceles* Keyserling, 1880 foram cariotipadas, com número diplóide variando de $2n=18$ a $2n=23$ e incluindo um SCDS do tipo X_1X_2Y na maioria das espécies e do tipo X_1X_2 em outras. A morfologia cromossômica era predominantemente meta/submetacêntrica (Tabela 1).

Considerações gerais sobre Haplogynae

Trata-se de um grupo que apresenta grande variabilidade no número diplóide entre as espécies ($2n=7$ a $2n=37$). A morfologia cromossômica prevaiente foi metacêntrica, exceto em Dysderoidea, cujas espécies mostraram cromossomos holocêntricos, e em Leptonetidae e algumas espécies de *Scytodes* que exibiram cromossomos acrocêntricos. Essa predominância de cromossomos com dois braços contrasta com a aquela presente

na grande maioria das aranhas enteleginas, que possui cromossomos acrocêntricos. A recente descoberta dos SCDS do tipo XY e X_1X_2Y em espécies de diversas famílias de haploginas e outras araneomorfas basais torna a ocorrência do cromossomo sexual Y, que até recentemente era rara entre as aranhas como um todo, uma característica amplamente distribuída, pelo menos entre esses clados; mas, esta é ainda incomum entre as enteleginas. Segundo o trabalho de Král et al. (2006), o SCDS nas haploginas teria evoluído na seguinte seqüência: $X_1X_2Y \rightarrow XY \rightarrow X$.

Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae

Eresidae (10 gêneros e 101 espécies), **Hersiliidae** (11 gêneros e 156 espécies) e **Oecobiidae** (6 gêneros e 102 espécies)

Estas famílias formam a superfamília Eresoidea que está entre os clados mais basais de Entelegynae, sendo que Eresidae é considerado grupo-irmão das outras duas famílias (Fig. 2) (Coddington & Levi, 1991; Griswold et al., 1999). Nesta superfamília, ocorrem números cromossômicos relativamente altos, variando de $2n=22$ a $2n=42$, com predominância de números diplóides a partir de 30 cromossomos.

Com exceção de duas espécies de Oecobiidae que apresentaram SCDS do tipo $X_1X_2X_3$, o qual evolutivamente apareceu pela primeira vez neste grupo dentre as aranhas, as outras exibiram SCDS do tipo X_1X_2 . Entretanto, deve-se ressaltar que as análises citogenéticas realizadas em Eresidae e Hersiliidae restringem-se a apenas três e uma espécies respectivamente, englobando somente um gênero por família, ao passo que em Oecobiidae, os estudos envolveram quatro espécies pertencentes a dois gêneros. Os cromossomos revelaram-se acrocêntricos em todas as espécies que tiveram a morfologia cromossômica analisada (Tabela 1).

Mimetidae (12 gêneros e 152 espécies)

Esta família ocupa a posição mais basal entre os Palpimanoidea (Fig. 2) (Coddington & Levi, 1991; Griswold et al., 2005) e é a única representante dessa superfamília que tem algum táxon citogeneticamente estudado; as outras oito famílias que fazem parte de Palpimanoidea compreendem poucas espécies, as quais têm distribuição geográfica restrita. Com apenas uma espécie cariotipada, Mimetidae apresenta características cromossômicas semelhantes aquelas de muitas outras espécies

pertencentes a diversas famílias de Araneoidea, ou seja, $2n=24=22+X_1X_2$, com cromossomos acrocêntricos (Tabela 1).

Uloboridae (18 gêneros e 263 espécies)

Pertence a superfamília Deinopoidea, juntamente com Deinopidae. Até o momento, não existem dados cariotípicos sobre esta última família que possui representantes na fauna brasileira. A superfamília como um todo é grupo-irmão de Araneoidea (Fig. 2-6) (Coddington & Levi, 1991; Scharff & Coddington, 1997; Griswold et al., 1998, 1999, 2005).

Com oito espécies de três gêneros cariotipadas, distingue-se claramente das araneoideas por apresentar número diplóide que varia de $2n=10$ a $2n=22$, com predominância de $2n$ abaixo de 20 cromossomos, ao passo que as famílias de Araneoidea caracterizam-se por possuírem a maioria dos representantes com $2n=22$ ou $2n=24$. O SCDS nas espécies de Uloboridae pode ser X, X_1X_2 ou $X_1X_2X_3$, os quais foram também encontrados em Araneoidea. A morfologia cromossômica, quando descrita, foi do tipo acro/telocêntrica (Tabela 1).

Araneidae (166 gêneros e 2841 espécies)

Representa a terceira maior família das aranhas quanto ao número de espécies descritas taxonomicamente e citogeneticamente. Constitui o grupo-irmão das araneoideas derivadas (Fig. 3) (Scharff & Coddington, 1997; Griswold et al., 1998) e possui 64 espécies pertencentes a 17 gêneros cariotipadas. Dessas, mais de 50 revelaram $2n=24=22+X_1X_2$; nas demais espécies, o número diplóide variou de $2n=13$ a $2n=49$. Além do SCDS do tipo X_1X_2 que foi predominante, o tipo X ocorreu em uma frequência bem menor e os tipos $X_1X_2X_3$ e XY foram registrados somente em uma espécie para cada tipo (Tabela 1).

A morfologia dos cromossomos foi acro/telocêntrica na grande maioria das espécies. Cariótipos com cromossomos predominantemente meta/submetacêntricos ocorreram quase que exclusivamente em espécies com números diplóides abaixo de 24 cromossomos, indicando redução no número cromossômico através de fusões cêntricas. A espécie descrita como portadora de SCDS do tipo XY teve seus elementos cromossômicos caracterizados como possuidores de centrômero difuso (Tabela 1).

É interessante notar que as espécies que apresentaram número diplóide menor que $2n=24$ pertencem principalmente aos gêneros *Gasteracantha* Sundevall, 1833 e *Neoscona* Simon, 1864 (Tabela 1). De acordo com a filogenia de Scharff & Coddington (1997), esses gêneros pertencem a diferentes clados dentro da família, ambos em ramos bem derivados (Fig. 4), fato que aponta para reduções independentes no número de cromossomos.

Tetragnathidae (51 gêneros e 956 espécies) e **Nephilidae** (4 gêneros e 75 espécies)

Nephilidae foi elevada ao status de família recentemente (Kuntner, 2006), sendo grupo-irmão de Tetragnathidae, na qual estava incluída anteriormente como subfamília Nephilinae (Fig. 3) (Scharff & Coddington, 1997; Griswold et al., 1998), e possui até o momento duas espécies pertencentes a dois gêneros estudadas citogeneticamente. Na família Tetragnathidae, dados cariológicos estão disponíveis para 21 espécies distribuídas em cinco gêneros.

As duas famílias em conjunto formam um clado que é grupo-irmão de todas as outras araneóideas derivadas. Possuem diversas características em comum com Araneidae e com as outras araneóideas derivadas, como predominância de número diplóide $2n=24$ (em 20 das 23 espécies estudadas), SCDS do tipo X_1X_2 e cromossomos acro/telocêntricos. Outros complementos cromossômicos encontrados em menor proporção são $2n=22$ e $2n=25$, bem como SCDS do tipo $X_1X_2X_3$ e $X_1X_2X_3X_4$. Ressalta-se a presença deste último tipo de sistema que além de uma espécie de Tetragnathidae, ocorre somente em outras duas de Sparassidae (Tabela 1 e Fig. 7).

Linyphiidae (578 gêneros e 4343 espécies)

Esta é a segunda maior família das aranhas com relação ao número de espécies descritas taxonomicamente e ocupa somente a 10ª posição em termos de número de espécies cariotipadas, com estudos realizados em apenas 18 espécies de 11 gêneros. Grupo-irmão, juntamente com Pimoidae, de todos os outros táxons do clado das araneóideas com teias em lençol (Fig. 3) (Griswold et al., 1998), possui número diplóide variando de $2n=22$ a $2n=25$, como em Nephilidae e Tetragnathidae, e um caso isolado de $2n=46$. Os tipos de SCDS encontrados foram, em ordem decrescente de ocorrência,

X_1X_2 , $X_1X_2X_3$ e X . A morfologia cromossômica, quando descrita, mostrou ser acro/telocêntrica. Sendo assim, percebe-se que de forma geral esta família possui características cromossômicas semelhantes aquelas das araneoideas mais basais apresentadas anteriormente (Tabela 1).

Nesticidae (9 gêneros e 204 espécies) e **Theridiidae** (96 gêneros e 2267 espécies)

Formam em conjunto o clado das teridioideas que ocupa um ramo derivado entre as araneoideas, sendo grupo-irmão das ciatolipoideas (Cyatholipidae+Synotaxidae) (Fig. 3) (Griswold et al., 1998); neste último grupo, não existem registros citogenéticos. Em Nesticidae, somente uma espécie foi estudada, a qual exibiu $2n=24=22+X_1X_2$, com cromossomos acrocêntricos (Tabela 1).

Theridiidae ocupa a 5ª e 6ª posição respectivamente, em termos de número de espécies conhecidas taxonomicamente e pela citogenética, sendo que as análises abrangem 29 espécies pertencentes a 13 gêneros. Ao contrário das araneoideas abordadas anteriormente que tem predomínio de complementos com 24 cromossomos, Theridiidae possui 23 espécies com $2n=22$. Um gênero que se mostrou como uma exceção a essa regra foi *Latrodectus* Walckenaer, 1805 que exibiu grande heterogeneidade cariotípica numérica entre exemplares fêmeas estudados de quatro espécies ($2n=16$ a $2n=28$), englobando toda variação de número diplóide encontrada para a família. O SCDS e a morfologia dos cromossomos foram invariavelmente X_1X_2 e acro/telocêntrica, respectivamente, nas espécies que tiveram estas características descritas (Tabela 1).

Considerações gerais sobre Araneoidea

É um grupo com características cromossômicas que são, de forma geral, conservadas entre as famílias que o compõe, ou seja, predominância de espécies com $2n=24$ cromossomos, SCDS do tipo X_1X_2 e morfologia cromossômica acro/telocêntrica. Levando-se em conta todos estes caracteres, Araneoidea mostra-se como um grupo bem definido e único dentre todas as aranhas. Destaca-se também o fato de Theridiidae, uma família derivada de Araneoidea, possuir prevalência de espécies com $2n=22$, o que pode apontar para uma evolução cromossômica no sentido de redução numérica dentro do grupo, como discutido anteriormente para Mygalomorphae.

Clados como simfitognatoideas e ciatolipoideas permanecem desconhecidos do ponto de vista citogenético. Um esforço com o intuito de caracterizar cromossomicamente pelo menos alguns de seus representantes seria interessante, com a finalidade de verificar se as características cariológicas encontradas se enquadrariam nesse padrão descrito até o momento para a superfamília.

Titanoecidae (5 gêneros e 46 espécies)

Segundo Griswold et al. (1999), Titanoecidae constituiria, em conjunto com Phyxelididae, o clado das titanoecoideas, grupo-irmão do clado RTA (Fig. 5). Esta última família não possui táxons estudados citogeneticamente até o momento e seus representantes têm distribuição geográfica exclusivamente africana. Em Titanoecidae somente uma espécie foi cariotipada, mostrando $2n=30=28+X_1X_2$ (Tabela 1).

Amaurobiidae (71 gêneros e 660 espécies), **Cybaeidae** (12 gêneros e 146 espécies) e **Haniidae** (26 gêneros e 235 espécies)

Apesar das análises filogenéticas de Griswold et al. (1999, 2005) não incluírem Cybaeidae e Hahniidae, estas famílias parecem ser relacionadas a Amaurobiidae dentro do clado RTA (Fig. 6). Esta última família possui 11 espécies distribuídas em seis gêneros estudadas do ponto de vista citogenético, com uma relativa homogeneidade cromossômica numérica ($2n=42$ ou $2n=43$). O SCDS pode ser $X_1X_2X_3$, X_1X_2 ou X , e a única espécie que teve a morfologia cromossômica descrita exibiu elementos acrocêntricos (Tabela 1).

Números diplóides relativamente altos foram também encontrados nas três espécies pertencentes a três gêneros diferentes de Hahniidae. Nesse caso, o número de cromossomos encontrado foi específico para cada um dos gêneros ($2n=34$, $2n=35$ e $2n=43$). O SCDS detectado foi $X_1X_2X_3$ ou X_1X_2 e a morfologia dos cromossomos era do tipo acrocêntrica, quando citada (Tabela 1).

Em Cybaeidae, com duas espécies de dois gêneros caracterizadas cariologicamente, existe uma situação particular, isto é, uma espécie de um dos gêneros apresentou $2n=42$, número relativamente alto e semelhante aos encontrados nas duas famílias anteriores, e a outra espécie do outro gênero, representada pela única aranha

aquática conhecida, *Argyroneta aquatica* (Clerk, 1757), exibiu $2n=24=22+X_1X_2$, com cromossomos acrocêntricos, ou $2n=21=20+X$, com elementos metacêntricos (Tabela 1).

Agelenidae (40 gêneros e 504 espécies), **Amphinectidae** (36 gêneros e 187 espécies) e **Dictynidae** (48 gêneros e 562 espécies)

Estas famílias formam, juntamente com Desidae, o clado com paracribelo fundido (Fig. 6) (Griswold et al., 2005). Os dados citogenéticos relativos a Agelenidae são referentes à 17 espécies pertencentes a sete gêneros e mostram números cromossômicos relativamente altos ($2n=35$ a $2n=±52$), com predominância de complementos entre 40 e 44 cromossomos, sem considerar o trabalho de Carnoy (1885). Das 17 espécies, 11 exibiram SCDS do tipo X_1X_2 e as demais mostraram do tipo $X_1X_2X_3$. Com exceção de três espécies, os cariótipos incluem somente elementos acro/telocêntricos. Amphinectidae, com apenas uma espécie cariotipada, também apresenta número diplóide relativamente alto para Araneomorphae, $2n=40=38+X_1X_2$, com cromossomos acrocêntricos (Tabela 1).

Ao contrário das duas famílias anteriores, Dictynidae (7 espécies de 3 gêneros cariotipadas), que ocupa posição mais derivada dentro desse clado (Fig. 6), possui representantes com números cromossômicos relativamente mais baixos ($2n=19$ a $2n=33$), com prevalência de espécies com complementos compostos por 19 a 24 cromossomos. Os três gêneros de Dictynidae analisados podem ser distinguidos pelo número diplóide que apresentaram, ou seja, $2n=19$, $2n=21$ a 24 , e $2n=33$. O SCDS pode ser do tipo X, X_1X_2 ou $X_1X_2X_3$. Nesta família, ao contrário das duas anteriores, as espécies que tiveram morfologia cromossômica descrita mostraram elementos autossômicos metacêntricos (Tabela 1).

Considerações gerais sobre Titanoecidae, Amaurobiidae, Cybaeidae, Haniidae, Agelenidae, Amphinectidae e Dictynidae

Do ponto de vista filogenético é um grupo complicado em sua totalidade, com muitas indefinições sobre as relações de proximidade entre as famílias, que são agrupadas em superfamílias de diversas formas. Esta situação, em grande parte, deve-se ao fato de que mesmo a monofilia de algumas dessas famílias, como Amaurobiidae, é

seriamente questionada (Griswold et al., 1999, 2005). Esse cenário sistemático instável dificulta o estabelecimento de comparações citogenéticas.

De qualquer forma, alguns pontos podem ser destacados, como, por exemplo, a predominância de números cromossômicos altos, com exceção de Dictynidae. O $2n=\pm 52$ cromossomos, registrado em uma espécie de Agelenidae é o maior entre todas Araneomorphae já cariotipadas. A morfologia cromossômica, com exceção de Dictynidae, é predominantemente acro/telocêntrica, isto é, mesmo padrão encontrado nas outras aranhas enteleginas mencionadas anteriormente.

Dictynidae, família mais derivada dentre estes grupos, possui espécies com autossomos metacêntricos e números cromossômicos menores, e constitui um exemplo de evolução cariotípica através de fusões cêntricas. Provável redução no número de cromossomos em grupos mais derivados dentro de um dado clado foi mencionada anteriormente em Mygalomorphae e Araneoidea.

Gnaphosidae (116 gêneros e 1982 espécies) e **Trochanteriidae** (18 gêneros e 149 espécies)

Formam, de acordo com Coddington & Levi (1991), o clado Gnaphosoidea (Dionycha), juntamente com outras cinco famílias (Fig. 7). A relação entre estas famílias dentro deste clado é incerta. Ocupando a 7ª posição em termos de maior número de espécies descritas taxonomicamente, Gnaphosidae é a 5ª família mais conhecida citogeneticamente, com 31 espécies pertencentes a 18 gêneros cariotipadas até a presente data. O $2n=22$ foi encontrado em 25 espécies deste total, sendo que os outros números registrados foram $2n=21$, $2n=24$ e $2n=30$. O SCDS era do tipo X_1X_2 em quase todas as espécies, exceto naquelas com 21 cromossomos que possuíam SCDS do tipo X. A morfologia cromossômica, quando revelada, mostrou-se do tipo acro/telocêntrica (Tabela 1).

A única espécie de Trochanteriidae analisada do ponto de vista citogenético até hoje exibiu $2n=22=20+X_1X_2$, com características idênticas às observadas na maioria das espécies de Gnaphosidae. Além deste, o único outro grupo que possui cariótipos com prevalência de 22 elementos entre todas as aranhas é Theridiidae, uma família extremamente distante filogeneticamente (Tabela 1).

A obtenção de dados cariológicos em outras famílias de Gnaphosoidea seria interessante para verificar a predominância ou não de complementos cromossômicos com 22 elementos; no entanto, das outras cinco famílias desse grupo, somente Prodidomidae possui espécies distribuídas no Brasil.

Coriniidae (76 gêneros e 925 espécies) e **Liocranidae** (29 gêneros e 160 espécies)

Segundo Coddington & Levi (1991), estas duas famílias estão incluídas em Dyonicha e formam um clado que é grupo-irmão da superfamília Gnaphosoidea (Fig. 7). Os estudos citogenéticos em Corinnidae envolvem apenas cinco espécies distribuídas em três gêneros, com número diplóide oscilando entre $2n=22$ e $2n=26$, SCDS do tipo X_1X_2 e cromossomos acrocêntricos. Em Liocranidae, uma única espécie estudada exibiu $2n=22=20+X_1X_2$. O complemento cromossômico contendo 22 elementos é o mais frequentemente encontrado até o momento nos representantes cariotipados de duas famílias de Gnaphosoidea (Tabela 1).

Anyphaenidae (56 gêneros e 508 espécies), **Clubionidae** (15 gêneros e 538 espécies) e **Salticidae** (560 gêneros e 5077 espécies)

De acordo com o trabalho de Coddington & Levi (1991), estas três famílias constituem um clado que é grupo-irmão das dionychas citadas anteriormente; entretanto, as relações intra-clado não estão resolvidas (Fig. 7). Em Anyphaenidae existem estudos citogenéticos em três espécies de dois gêneros, dos quais um apresentou $2n=26$ e o outro $2n=20$. O SCDS era do tipo X_1X_2 e a morfologia cromossômica foi, quando fornecida, acrocêntrica (Tabela 1).

Em Clubionidae, 10 espécies de um único gênero foram cariotipadas, e, com exceção dos casos de ocorrência de cromossomos B, o número diplóide varia de $2n=20$ a $2n=26$. O SCDS foi do tipo X_1X_2 . Os cromossomos eram acrocêntricos nas espécies em que não existiam supernumerários no complemento, e meta/submetacêntricos quando estes estavam presentes (Tabela 1). Infelizmente, dos outros 14 gêneros de Clubionidae, cujas espécies não foram ainda caracterizadas do ponto de vista citogenético, somente um possui espécies que ocorrem no Brasil.

Salticidae, a maior família em número de espécies descritas taxonomicamente, é 2ª família mais conhecida citogeneticamente, com 96 espécies de 37 gêneros estudadas e número diplóide oscilando entre $2n=14$ e $2n=30$. O complemento com 28 cromossomos foi o mais comumente observado, ocorrendo em 74 espécies. O SCDS do tipo X_1X_2 foi encontrado em mais de 81% das espécies e os outros tipos de sistema registrados, em ordem decrescente de frequência, foram X, $X_1X_2X_3Y$ e $X_1X_2X_3$. Em Salticidae, os cromossomos são quase que exclusivamente acrocêntricos, com exceção daqueles da espécie com $2n=14$, que possuía autossomos exclusivamente metacêntricos (um caso provável de diferenciação cromossômica através de fusões cêntricas, já que outras espécies do mesmo gênero, com $2n=28$, apresentaram elementos acrocêntricos), de um autossomo em exemplares de uma população de *Evarcha hoyi* (Peckham & Peckham, 1883) com $2n=25$, o qual também foi descrito como metacêntrico, e do cromossomo Y, que exibiu morfologia meta/submetacêntrica (Tabela 1).

Filogeneticamente, segundo Maddison & Hedin (2003), os gêneros *Evarcha* Simon, 1902 e *Habronattus* F.O.P.-Cambridge, 1901, nos quais o SCDS do tipo $X_1X_2X_3Y$ foi encontrado, pertencem a um clado denominado Plexippoida, derivado dentro de Salticidae. Entretanto, enquanto *Habronattus* está incluído em Pelleninae, *Evarcha* é integrante de Plexippinae (Fig. 8). Outros três gêneros de Plexippoida cariotipados exibiram SCDS do tipo X_1X_2 . Deve-se ressaltar que os gêneros *Evarcha* e *Habronattus* possuem tanto espécies com SCDS do tipo $X_1X_2X_3Y$ quanto X_1X_2 (Tabela 1). De qualquer forma, apesar de serem casos particulares dentro de cada um desses dois gêneros e destes não serem grupos-irmãos, é interessante notar que a ocorrência do cromossomo sexual Y acontece apenas em representantes de um clado derivado das aranhas saltadoras. *Myrmarachne* MacLeay, 1839 constitui também um caso peculiar entre as Salticidae, pois o SCDS do tipo X ocorre em cinco das seis espécies cariotipadas (Tabela 1) e difere do sistema X_1X_2 que predomina na grande maioria dos outros gêneros.

O pequeno número de gêneros analisados do ponto de vista citogenético nas duas primeiras famílias desse grupo faz com que a representatividade dos dados seja insuficiente para estabelecer qualquer hipótese robusta de relacionamento entre Anyphaenidae, Clubionidae e Salticidae.

Philodromidae (29 gêneros e 522 espécies), **Selenopidae** (4 gêneros e 189 espécies), **Sparassidae** (83 gêneros e 1014 espécies) e **Thomisidae** (171 gêneros e 2056 espécies)

A filogenia apresentada por Coddington & Levi (1991) mostra que estas famílias possuem posição incerta dentro de Dionycha (Fig. 7). Philodromidae, com 15 espécies de três gêneros cariotipadas, possui número cromossômico variando de $2n=24$ a $2n=29$, sendo que o complemento com 28 cromossomos é o mais freqüente. Com exceção de duas espécies que possuíam SCDS do tipo X e de uma outra que exibiu do tipo $X_1X_2X_3$, as outras mostraram sistema X_1X_2 . A morfologia cromossômica, quando descrita, era acrocêntrica (Tabela 1). Selenopidae, com apenas três espécies de um único gênero cariotipadas, mostra $2n=29=26+X_1X_2X_3$, com cromossomos acrocêntricos (Tabela 1).

Os dados cariológicos em Sparassidae englobam 41 espécies de 15 gêneros e revelam grande heterogeneidade numérica, com número diplóide oscilando entre $2n=21$ e $2n=44$, predominando complementos acima de 40 cromossomos. O SCDS mais encontrado foi o do tipo $X_1X_2X_3$, ocorrendo também, em ordem decrescente de freqüência, os sistemas X_1X_2 , $X_1X_2X_3X_4$ e X. Além destes, existe aquele particular de *Delena cancerides* Walckenaer, 1837, uma aranha social que possui populações com SCDS do tipo $X_1X_2X_3$, X_1X_2 e outras com múltiplos cromossomos X e Y (X_nY_n). As populações de *D. cancerides* e outras espécies de Sparassidae que exibiram $2n=43$ mostraram cromossomos acro/telocêntricos, ao passo que, de forma geral, quanto menor o número diplóide encontrado em outras populações de *D. cancerides* ou em outra espécie de Sparassidae, maior era o número de cromossomos metacêntricos observados no cariótipo (Tabela 1). Dessa forma, o estudo citogenético de diversas populações de *D. cancerides* nos fornece um exemplo prático de como a evolução cromossômica nas aranhas pode ocorrer através de fusões cêntricas, seja do tipo autossomo+autossomo ou autossomo+cromossomo sexual.

A família Thomisidae possui 22 espécies pertencentes a 13 gêneros cariotipadas, com número diplóide variando de $2n=21$ a $2n=27$. O complemento composto por 23 cromossomos é o mais freqüente, ocorrendo em 17 espécies. Todas as espécies que possuíam 23 ou 21 cromossomos exibiram SCDS do tipo X, ao passo que espécies com 27 e 24 cromossomos mostraram SCDS do tipo $X_1X_2X_3$ e X_1X_2 , respectivamente. A morfologia dos elementos, quando descrita, foi do tipo acro/telocêntrica (Tabela 1).

Considerando os dados citogenéticos apresentados para esse grupo, parece haver uma maior semelhança citológica entre os representantes de Philodromidae, com predominância de $2n=28=26+X_1X_2$, e Selenopidae, com $2n=29=26+X_1X_2X_3$, apesar do baixo número de espécies estudadas, ao passo que as outras duas famílias possuem características particulares. Sparassidae é composta por espécies, em sua maioria, com números diplóides altos (acima de 40) e Thomisidae, além de apresentar a maioria dos representantes com $2n=23$ (característica única entre as aranhas), é distinta pela ocorrência de SCDS do tipo X em 81% das espécies.

Considerações gerais sobre Dionycha

Este clado é extremamente diverso e possui relações incertas entre muitas das famílias que o compõe, características que se refletem na heterogeneidade cromossômica do grupo, com número diplóide variando de $2n=14$ a $2n=44$. As famílias representantes de Gnaphosoidea e de seu grupo-irmão parecem de fato apresentar uma maior proximidade, como revelado pela predominância de complementos com 22 cromossomos e SCDS do tipo X_1X_2 . No grupo composto por Anyphaenidae, Clubionidae e Salticidae, apesar dos dados cromossômicos parecerem indicar uma maior semelhança entre as duas primeiras, pode tratar-se de um reflexo da baixa representatividade dos gêneros estudados nestas famílias.

O grupo composto por Philodromidae, Selenopidae, Sparassidae e Thomisidae, apresentado como uma politomia na base de Dionycha (Fig. 7), mostra-se também extremamente problemático do ponto de vista citogenético, com indicação de maior semelhança entre as duas primeiras famílias, e com as duas outras apresentando características singulares dentro de Dionycha e até mesmo dentro de toda ordem Araneae.

Ctenidae (39 gêneros e 465 espécies), **Miturgidae** (26 gêneros e 352 espécies) e **Zoridae** (13 gêneros e 74 espécies)

De acordo com a filogenia proposta por Silva-Dávila (2003), estas famílias fazem parte do grupo das ctenoideas, sendo que Miturgidae e Zoridae formam um clado que teria como grupo-irmão Ctenidae (Fig. 9); entretanto, essa relação é sustentada apenas por um caráter homoplásico e até mesmo a monofilia destas famílias é questionada.

Citogeneticamente, Ctenidae, com apenas uma espécie cariotipada, apresenta $2n=29=26+X_1X_2X_3$, com cromossomos telocêntricos (Tabela 1). Em Miturgidae, que possui 11 espécies de três gêneros cariotipadas, o número diplóide varia enormemente, de $2n=22$ a $2n=43$, com predominância de complementos com 26 cromossomos. Com exceção de três casos, que apresentaram SCDS do tipo $X_1X_2X_3$, as outras espécies exibiram sistema do tipo X_1X_2 . A morfologia cromossômica, quando descrita, mostrou ser acrocêntrica, exceto em uma espécie (Tabela 1). Zoridae possui apenas uma espécie cariotipada, exibindo $2n=24=22+X_1X_2$ (Tabela 1). A escassez de dados citogenéticos, principalmente em Ctenidae e Zoridae, torna impossível qualquer tentativa de estabelecer relações entre estas famílias.

Psechridae (2 gêneros e 24 espécies) e **Oxyopidae** (9 gêneros e 422 espécies)

Segundo Silva-Dávila (2003), Psechridae seria grupo-irmão de um clado formado por Oxyopidae+Senoculidae (Fig. 10). Todo esse grupo seria irmão das outras verdadeiras licoideas (Trechaleidae(Lycosidae+Pisauridae)).

Em Psechridae, a única espécie cariotipada apresentou $2n=24=22+X_1X_2$, com cromossomos telocêntricos (Tabela 1). Oxyopidae, com 21 espécies de três gêneros cariotipadas, mostra número diplóide oscilando entre $2n=21$ e $2n=28$. O $2n=21$ predomina, ocorrendo em 16 espécies. O SCDS mais frequentemente encontrado foi o do tipo X, em mais de 75% dos casos, e o outro sistema observado foi aquele do tipo X_1X_2 . Quanto a morfologia cromossômica, verificou-se a prevalência de cromossomos acro/telocêntricos, com exceção de um cromossomo sexual metacêntrico em uma espécie e dos cromossomos de uma outra espécie, cujos elementos foram considerados holocêntricos (Tabela 1). Oxyopidae é a única família entre todas as aranhas que tem predomínio de espécies com $2n=21$.

Lycosidae (107 gêneros e 2305 espécies) e **Pisauridae** (54 gêneros e 332 espécies)

Considerando a análise cladística de Silva-Dávila (2003), estas duas famílias formam um clado que teria como grupo-irmão Trechaleidae (Fig. 10). Lycosidae ocupa a 4ª posição em termos de número de espécies descritas taxonomicamente e constitui a família mais conhecida citogeneticamente, com estudos em 102 espécies pertencentes a

21 gêneros. O número diplóide oscila entre $2n=18$ e $2n=28$, com predominância de complementos com 28 cromossomos. O SCDS do tipo X_1X_2 foi registrado em 94 espécies deste total e os outros sistemas detectados foram do tipo X e $X_1X_2X_3$. A morfologia cromossômica era quase que exclusivamente acro/telocêntrica em todas as espécies. Pode-se destacar os gêneros *Pirata* Sundevall, 1833 e *Schizocosa* Chamberlin, 1904 que exibiram predominância de espécies com $2n=26$ e $2n=22$, respectivamente, diferindo do $2n=28$ encontrado na maioria dos representantes da família (Tabela 1).

Pisauridae, com 12 espécies de três gêneros cariotipadas, possui número cromossômico variando de $2n=24$ a $2n=29$, também com prevalência de complementos com 28 elementos. Com exceção de uma espécie que mostrou SCDS do tipo $X_1X_2X_3$, todas as outras apresentaram sistema do tipo X_1X_2 . A morfologia cromossômica, quando descrita, era exclusivamente acrocêntrica (Tabela 1).

Os dados cromossômicos numéricos, morfológicos e de SCDS apontam para uma grande similaridade cariotípica entre as espécies de Lycosidae e Pisauridae. Estudos citogenéticos em Trechaleidae revelam-se importantes no sentido de verificar se esses caracteres se aplicariam para todo esse clado.

Considerações gerais sobre Lycosoidea

Estudos citogenéticos adicionais são necessários nas ctenoideas, bem como nas verdadeiras licoideas Psechridae e Oxyopidae, para que se possa inferir qualquer hipótese de diferenciação cromossômica mesmo que de forma preliminar. A análise cariológica de Senoculidae pode ser um primeiro e importante passo nesse sentido. A única relação de proximidade evolutiva que pode ser estabelecida através da citogenética é aquela entre Lycosidae e Pisauridae, que são grupos-irmãos e possuem características citológicas que apóiam essa posição.

Zodariidae (73 gêneros e 842 espécies)

De posição filogenética incerta, esta família de Entelegynae possui oito espécies pertencentes a dois gêneros cariotipadas. Nesta família, o complemento diplóide varia de $2n=21$ a $2n=29$, com seis diferentes números cromossômicos encontrados, revelando uma enorme diversidade cariotípica numérica, considerando-se o pequeno número de representantes estudados. Os SCDS encontrados, em ordem decrescente de frequência,

são os dos tipos X e X_1X_2 . A morfologia dos elementos é invariavelmente acro/telocêntrica (Tabela 1). A análise de outros gêneros, como *Tenedos* O.P.-Cambridge, 1897, que ocorre no Brasil, poderia revelar se essa heterogeneidade é somente aparente.

Tabela 1 – Espécies de aranhas estudadas citogeneticamente, cujos nomes válidos foram obtidos através do catálogo mundial de aranhas de Platnick (2007), versão 7.5, com suas respectivas famílias ordenadas filogeneticamente segundo os trabalhos de Coddington & Levi (1991), Platnick et al. (1991), Scharff & Coddington (1997), Griswold et al. (1998, 1999, 2005), Ramírez (2000) e Silva-Dávila (2003). Citada como = nome da espécie adotado pelo autor que realizou a análise citogenética; 2n = número diplóide em indivíduos machos e entre parênteses, número diplóide em indivíduos fêmeas; n = número haplóide; 3n = número triploide; 4n = número tetraploide; SCDS = sistema cromossômico de determinação sexual; T = telocêntrico; A = acrocêntrico; St = subtelocêntrico; Sm = submetacêntrico; M = metacêntrico; H = holocêntrico; S = supernumerário; (?) = descrição dúbia; (*) = designação do nome de espécie não encontrada em bases de dados taxonômicos.

Liphistiidae Thorell, 1869 (Mesothelae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Heptathela kimurai</i> (Kishida, 1920)	----	80	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1949
<i>H. kimurai</i> (Kishida, 1920)	----	80	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>H. kimurai</i> (Kishida, 1920)	----	±96	X ₁ X ₂	±94A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
Antrodiaetidae Gertsch, 1940 (Opisthothelae, Mygalomorphae, Formicephalae, Atypoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Antrodiaetus unicolor</i> (Hentz, 1842)	----	46	----	----	----	Hetzler, 1979
Atypidae Thorell, 1870 (Opisthothelae, Mygalomorphae, Formicephalae, Atypoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Atypus affinis</i> Eichwald, 1830	----	14	XY	8M+4Sm+XYM	República Tcheca	Řezač et al., 2006
<i>Atypus karschi</i> Dönitz, 1887	----	46?	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1949
<i>A. karschi</i> Dönitz, 1887	----	46?	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>A. karschi</i> Dönitz, 1887	----	±44	X ₁ X ₂	±42A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Atypus muralis</i> Bertkau, 1890	----	41	X	36M+2Sm+2St+XM	República Tcheca	Řezač et al., 2006
<i>Atypus piceus</i> (Sulzer, 1776)	----	41	X	38M+2Sm+XM	República Tcheca	Řezač et al., 2006
Ctenizidae Thorell, 1887 (Opisthothelae, Mygalomorphae, Formicephalae, Rastelloidina)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Cyclocosmia torreyi</i> Gertsch & Platnick, 1975	----	42	----	----	----	Hetzler, 1979
Cyrtachenidae Simon, 1892 (Opisthothelae, Mygalomorphae, Formicephalae, Rastelloidina)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Myrmekiaphila torreyi</i> Gertsch & Wallace, 1936	----	±80	----	----	----	Hetzler, 1979
Dipluridae Simon, 1889 (Opisthothelae, Mygalomorphae, Tuberculotae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Ischnothele indicola</i> Tikader, 1969	<i>Ischnothele indicola</i>	86	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
Theraphosidae Thorell, 1870 (Opisthothelae, Mygalomorphae, Tuberculotae, Theraphosoidina)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Aphonopelma hentzi</i> (Girard, 1852)	<i>Dugesella hentzi</i>	44	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914

<i>Brachypelma albopilosa</i>	74	----	----	----	----	Vitková et al., 2005
<i>Vitalius roseus</i> (Mello-Leitão, 1923)	48	----	48T/St	----	Brasil	Lucas et al., 1993
<i>Vitalius sorocabae</i> (Mello-Leitão, 1923)	48	----	48T/St	----	Brasil	Lucas et al., 1993
<i>Vitalius wackeri</i> (Mello-Leitão, 1923)	48	----	48T/St	----	Brasil	Lucas et al., 1993
Hypochildae Marx, 1888 (Opisthothelae, Araneomorphae, Hypochiloidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Hypochildus pococki</i> Platnick, 1987	----	29	X ₁ X ₂ Y	10M+2Sm+14A+X ₁ X ₂ YM	EUA	Král et al., 2006
Austrochildae Zapfe, 1955 (Opisthothelae, Araneomorphae, Austrochiloidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Austrochildus</i> sp.	----	38	XY	36M+2Sm	Chile	Král et al., 2006
Filistatidae Ausserer, 1867 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Filistata insidiatrix</i> (Forskål, 1775)	----	33	X ₁ X ₂ Y	20M+10Sm+X ₁ X ₂ YM	Grécia e Portugal	Král et al., 2006
<i>Kukulcania hibernalis</i> (Hentz, 1842)	----	----	?+Y	M+Y?	----	Hetzler, 1979
<i>K. hibernalis</i> (Hentz, 1842)	----	24	X ₁ X ₂	22M/Sm+X ₁ X ₂ M/Sm	Argentina	Rodríguez-Gil et al., 2002
Dysderidae C.L. Koch, 1837 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae, Dysderoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Dysdera crocata</i> C.L. Koch, 1838	----	----	X	H	Uruguai	Benavente & Wettstein, 1980
<i>D. crocata</i> C.L. Koch, 1838	----	----	----	H	Uruguai	Benavente, 1982
<i>D. crocata</i> C.L. Koch, 1838	----	11	X	10H+XH	Argentina	Rodríguez-Gil et al., 2002
<i>D. crocata</i> C.L. Koch, 1838	----	13	X	12H+XH	Portugal	Král et al., 2006
<i>Dysdera magna</i> Keyserling, 1877	----	9	X	8H+XH	----	Diaz & Saez, 1966
Segestridae Simon, 1893 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae, Dysderoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Ariadna boesenbergi</i> Keyserling, 1877	<i>Ariadna boesenbergii</i>	9	X	8H+XH	Argentina	Rodríguez-Gil et al., 2002
<i>Ariadna lateralis</i> Karsch, 1881	<i>Ariadna lafelaris</i>	7	X	----	----	Suzuki, 1950b
<i>A. lateralis</i> Karsch, 1881	----	7	X	6M+X	Japão	Suzuki, 1954
<i>Ariadna mollis</i> (Holmberg, 1876)	----	9	X	8H+XH	----	Diaz & Saez, 1966
<i>Segestria bavarica</i> C.L. Koch, 1843	----	14	X ₁ X ₂	12H+X ₁ X ₂ H	Bélgica	Král et al., 2006
<i>Segestria florentina</i> (Rossi, 1790)	----	----	X ₁ X ₂	H	Uruguai	Benavente & Wettstein, 1980
<i>S. florentina</i> (Rossi, 1790)	----	----	X ₁ X ₂	H	Uruguai	Benavente, 1982
<i>Segestria ruficeps</i> Guérin, 1832	----	14	X ₁ X ₂	12H+X ₁ X ₂ H	----	Diaz & Saez, 1966
<i>Segestria senoculata</i> (Linnaeus, 1758)	----	14	X ₁ X ₂	12H+X ₁ X ₂ H	República Tcheca	Král et al., 2006
Tetramblemmidae O.P.-Cambridge, 1873 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Monoblemma muclimorei</i> Shear, 1978	----	23	X	22M+XM	EUA	Král et al., 2006

Dignetiidae F.O.P.-Cambridge, 1899 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Dignetiella albolineata</i> (O.P.-Cambridge, 1895)	----	20	XY	16M+2A+XYM	EUA	Král et al., 2006
<i>Dignetiella canities</i> (McCook, 1889)	----	16	XY	12M+2S+XA+YM	EUA	Král et al., 2006
Plectreuridae Simon, 1893 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Plectreurus tristis</i> Simon, 1893	----	18	X ₁ X ₂	16M+X ₁ M+X ₂ St	EUA	Král et al., 2006
Pholcidae C.L. Koch, 1851 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Artema atlanta</i> Walckenaer, 1837	<i>Artema atlanta</i>	32	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>A. atlanta</i> Walckenaer, 1837	<i>Artema atlanta</i>	32	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Crossopriza lyoni</i> (Blackwall, 1867)	----	27	X	26M+XM	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>C. lyoni</i> (Blackwall, 1867)	----	25	X	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>C. lyoni</i> (Blackwall, 1867)	----	23	X	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>C. lyoni</i> (Blackwall, 1867)	----	23	X	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Holocenemus caudatus</i> (Dufour, 1820)	----	23	X	16M+6Sm+XM	Portugal	Král et al., 2006
<i>Mesabolivar luteus</i> (Keyserling, 1891)	----	15	X	M	Brasil	Araujo et al., 2005a
<i>Micropholcus fauroti</i> (Simon, 1887)	----	17	X	M	Brasil	Araujo et al., 2005a
<i>Pholcus crypticolens</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	24	X ₁ X ₂	22M+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Pholcus manueli</i> Gertsch, 1937	<i>Pholcus affinis</i>	25	X	A-T+XS ₁ m	China	Xiuzhen et al., 1997a
<i>Pholcus phalangioideus</i> (Fuesslin, 1775)	----	25	X ₁ X ₂ Y	18M+4Sm+X ₁ M+X ₂ Sm+YM	República Tcheca	Král et al., 2006
<i>Pholcus</i> sp.	----	26	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Physocyclus californicus</i> Chamberlin & Gertsch, 1929	----	15	X	14M+XM	EUA	Cokendolpher, 1989
<i>Physocyclus enaultus</i> Crosby, 1926	----	15	X	14M+XM	EUA	Cokendolpher, 1989
<i>Physocyclus</i> sp.	----	15	X	----	----	Cokendolpher & Brown, 1985
<i>Physocyclus</i> sp.	----	15	X	14M+XM	EUA	Cokendolpher, 1989
<i>Spermaphora senoculata</i> (Dugès, 1836)	<i>Spermaphora meridionalis</i>	----	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914
<i>S. senoculata</i> (Dugès, 1836)	----	25	X ₁ X ₂ Y	22M+X ₁ X ₂ YM	Portugal	Král et al., 2006
Ochyroceratidae Fage, 1912 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Ochyroera</i> sp.	----	13	X	12M+XM	EUA	Král et al., 2006
Leptonetidae Simon, 1890 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Leptoneta infuscata</i> Simon, 1872	----	14	XY	12A+XYA	Espanha	Král et al., 2006
Drymusidae Simon, 1893 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Drymusia capensis</i> Simon, 1893	----	37	X ₁ X ₂ Y	32M+2Sm+X ₁ X ₂ YM	África do Sul	Král et al., 2006

Scytoidae Blackwall, 1864 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Scytodes globula</i> Nicolet, 1849	<i>Scytodes maculata</i>	14	X ₁ X ₂	12A+X ₁ X ₂ A	----	Diaz & Saez, 1966
<i>S. globula</i> Nicolet, 1849	----	13	X	12M/Sm+XSm	Argentina	Rodríguez-Gil et al., 2002
<i>Scytodes thoracica</i> (Latreille, 1802)	----	19	X	4M+2Sm+4St+8A+XM	República Tcheca	Král et al., 2006
<i>Scytodes</i> sp.	----	26	----	----	----	Hetzler, 1979
Sicariidae Keyserling, 1880 (Opisthothelae, Araneomorphae, Haplogynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Loxosceles gaucha</i> Gertsch, 1967	----	23	X ₁ X ₂ Y	16M/Sm+4A+X ₁ X ₂ YM/Sm	Brasil	Oliveira et al., 1996
<i>Loxosceles intermedia</i> Mello-Leitão, 1934	----	23	X ₁ X ₂ Y	20M+X ₁ X ₂ YM	Brasil	Oliveira et al., 1997
<i>L. intermedia</i> Mello-Leitão, 1934	----	23	X ₁ X ₂ Y	20M/Sm+X ₁ M/Sm+X ₂ M/Sm+YSm	Brasil	Silva et al., 2002
<i>Loxosceles laeta</i> (Nicolet, 1849)	----	23	X ₁ X ₂ Y	20Sm+X ₁ Sm+X ₂ Sm+YA	Peru	Silva, 1988
<i>L. laeta</i> (Nicolet, 1849)	----	23	X ₁ X ₂ Y	20M+X ₁ X ₂ YM	Brasil	Oliveira et al., 1997
<i>L. laeta</i> (Nicolet, 1849)	----	----	?+Y	M	Brasil	Silva et al., 2002
<i>Loxosceles reclusa</i> Gertsch & Mulaik, 1940	----	18	X ₁ X ₂	----	EUA	Hetzler, 1979
<i>L. reclusa</i> Gertsch & Mulaik, 1940	----	20	----	----	Brasil	Tugmon et al., 1990
<i>Loxosceles rufescens</i> (Dufour, 1820)	----	21	X ₁ X ₂ Y	16M+2Sm+X ₁ X ₂ YM	Portugal	Beçak & Beçak, 1960
<i>L. rufescens</i> (Dufour, 1820)	----	20	----	----	Unuguai	Král et al., 2006
<i>Loxosceles rufipes</i> (Lucas, 1834)	----	20	X ₁ X ₂	18M+X ₁ X ₂ A	----	Beçak & Beçak, 1960
<i>L. rufipes</i> (Lucas, 1834)	----	19	X ₁ X ₂ Y	12M+4Sm+X ₁ X ₂ YM	----	Diaz & Saez, 1966
<i>Loxosceles spinulosa</i> Purcell, 1904	----	19	X ₁ X ₂ Y	----	África do Sul	Král et al., 2006
Eresidae C.L. Koch, 1851 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Eresoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Stegodyphus dumicola</i> Pocock, 1898	----	26	X ₁ X ₂	----	Namíbia	Avilés et al., 1999
<i>Stegodyphus sarasinorum</i> Karsch, 1891	----	30	X ₁ X ₂	28A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>S. sarasinorum</i> Karsch, 1891	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1970a
<i>S. sarasinorum</i> Karsch, 1891	----	30	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>S. sarasinorum</i> Karsch, 1891	----	30	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>S. sarasinorum</i> Karsch, 1891	----	30	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Stegodyphus specificus</i> *	----	30	X ₁ X ₂	28A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma & Singh, 1957
Hersiliidae Thorell, 1870 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Eresoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Hersilia savignyi</i> Lucas, 1836	----	30	X ₁ X ₂	28A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>H. savignyi</i> Lucas, 1836	----	32	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma et al., 1960
<i>H. savignyi</i> Lucas, 1836	----	30	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>H. savignyi</i> Lucas, 1836	----	30	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>H. savignyi</i> Lucas, 1836	----	30	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
Oecobiidae Blackwall, 1862 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Eresoidea)						

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Oecobius cellariorum</i> (Dugès, 1836)	<i>Oecobius cellariorum</i>	22	X ₁ X ₂	----	----	Youju et al., 1993
<i>Oecobius putus</i> O.P.-Cambridge, 1876	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	22A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Índia	Mittal, 1983
<i>O. putus</i> O.P.-Cambridge, 1876	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Uroctea compactilis</i> L. Koch, 1878	----	42	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950b
<i>U. compactilis</i> L. Koch, 1878	----	42	X ₁ X ₂	40A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Uroctea lesserti</i> (Schenkel, 1936)	----	39	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Youju et al., 1993
Mimetidae Simon, 1881 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Palpimanoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Ero japonica</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
Uloboridae Thorell, 1869 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Deinopoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Miagrammopes orientalis</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Octonoba sinensis</i> (Simon, 1880)	----	17	X	----	----	Youju et al., 1993
<i>O. sinensis</i> (Simon, 1880)	----	17	X	16A-T+X?	China	Xiuzhen et al., 1997b
<i>Octonoba spinosa</i> Yoshida, 1982	----	18	X ₁ X ₂	16T+X ₁ X ₂ T	Taiwan	Chen, 1999
<i>Octonoba varians</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Uloborus varians</i>	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Uloborus danolius</i> Tikader, 1969	----	17	X	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>U. danolius</i> Tikader, 1969	----	10	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>U. danolius</i> Tikader, 1969	----	10	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>U. danolius</i> Tikader, 1969	----	17	X	16T+XT	Índia	Datta & Chatterjee, 1992a
<i>Uloborus khasiensis</i> Tikader, 1969	----	18	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>U. khasiensis</i> Tikader, 1969	----	18	X ₁ X ₂	16T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1992a
<i>Uloborus kishinae</i> Tikader, 1970	----	19	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>U. kishinae</i> Tikader, 1970	----	19	X ₁ X ₂ X ₃	16T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1992a
<i>Uloborus plumipes</i> Lucas, 1846	----	18	X ₁ X ₂	16A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1970a
Araneidae Simon, 1895 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Araneoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Acasilus coccineus</i> Simon, 1895	----	24	X ₁ X ₂	----	Japão	Matsumoto, 1977
<i>Alenatea fuscocolorata</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Araneus fuscocoloratus</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Araneus adiantum japonicus</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Araneus japonicus</i>	24	----	----	----	Suzuki, 1951a
<i>A. adiantum japonicus</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Araneus japonicus</i>	24	X ₁ X ₂	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>Araneus angulatus</i> Clerck, 1757	<i>Aranea angulata</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Araneus diadematus</i> Clerck, 1757	<i>Aranea diademata</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>A. diadematus</i> Clerck, 1757	<i>Aranea diademata</i>	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>A. diadematus</i> Clerck, 1757	<i>Araneus diadema</i>	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1960
<i>A. diadematus</i> Clerck, 1757	<i>Araneus diadema</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1966a
<i>Araneus ejusmodi</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Lithyphantis dubius</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954

<i>Araneus lathyrinus</i> (Holmberg, 1875)	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	----	Diaz & Saez, 1966
<i>Araneus mitificus</i> (Simon, 1886)	24	----	----	----	----	Suzuki, 1951a
<i>A. mitificus</i> (Simon, 1886)	24	X_1X_2	----	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>Araneus quadratus</i> Clerck, 1757	24	X_1X_2	22T+ X_1X_2T	----	Alemanha	Pätau, 1948
<i>Araneus ventricosus</i> (L. Koch, 1878)	48	X_1X_2	----	----	----	Suzuki, 1951a
<i>A. ventricosus</i> (L. Koch, 1878)	46	X_1X_2	44A+ X_1X_2A	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>A. ventricosus</i> (L. Koch, 1878)	32	----	----	----	----	Zhang & Tong, 1990
<i>Araneus</i> sp.	49	$X_1X_2X_3$	----	----	----	Youju et al., 1993
<i>Araneus</i> sp.	24	X_1X_2	----	----	----	Suzuki, 1950a
<i>Araneus</i> sp.	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>Araneus</i> sp.	24	X_1X_2	----	----	Índia	Mittal, 1960
<i>Arantella curcubitina</i> (Clerck, 1757)	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Argiope annoena</i> L. Koch, 1878	24	X_1X_2	----	----	----	Suzuki, 1950a
<i>A. annoena</i> L. Koch, 1878	24	X_1X_2	----	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>Argiope bruennichi</i> (Scopoli, 1772)	26	----	----	----	----	Zhang & Tong, 1990
<i>Argiope catenulata</i> (Doleschall, 1859)	24	XY	H	----	Filipinas	Amalin, 1988
<i>A. catenulata</i> (Doleschall, 1859)	24	XY	H	----	Filipinas	Amalin et al., 1992
<i>Argiope luzona</i> (Walckenaer, 1842)	24	----	M+Sm+St	----	Filipinas	Carandang & Barrion, 1994a
<i>Argiope minuta</i> Karsch, 1879	24	X_1X_2	----	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>A. minuta</i> Karsch, 1879	24	X_1X_2	22T+ X_1X_2T	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>A. minuta</i> Karsch, 1879	24	----	----	----	----	Carandang & Barrion, 1994b
<i>Argiope pulchella</i> Thorell, 1881	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Cyclosa atrata</i> Bösenberg & Strand, 1906	24	X_1X_2	----	----	----	Suzuki, 1951a
<i>C. atrata</i> Bösenberg & Strand, 1906	24	X_1X_2	----	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>Cyclosa bifida</i> (Doleschall, 1859)	24	X_1X_2	----	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>C. bifida</i> (Doleschall, 1859)	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1984
<i>C. bifida</i> (Doleschall, 1859)	24	X_1X_2	22T+ X_1X_2T	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Cyclosa confraga</i> (Thorell, 1892)	24	X_1X_2	----	----	Índia	Mittal, 1960
<i>C. confraga</i> (Thorell, 1892)	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Índia	Mittal, 1966a
<i>Cyclosa conica</i> (Pallas, 1772)	24	X_1X_2	----	----	Índia	Mittal, 1960
<i>C. conica</i> (Pallas, 1772)	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Índia	Mittal, 1966a
<i>Cyclosa octotuberculata</i> Karsch, 1879	24	X_1X_2	----	----	----	Suzuki, 1949
<i>C. octotuberculata</i> Karsch, 1879	24	X_1X_2	----	----	----	Suzuki, 1950a
<i>C. octotuberculata</i> Karsch, 1879	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>Cyclosa sedeculata</i> Karsch, 1879	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Japão	Suzuki, 1954
<i>Cyclosa spirifera</i> Simon, 1889	24	X_1X_2	----	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>C. spirifera</i> Simon, 1889	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1984
<i>C. spirifera</i> Simon, 1889	24	X_1X_2	22T+ X_1X_2T	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Cyclosa walckenaeri</i> (O.P.-Cambridge, 1889)	24	X_1X_2	----	----	Índia	Mittal, 1960
<i>C. walckenaeri</i> (O.P.-Cambridge, 1889)	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2A	----	Índia	Mittal, 1966a
<i>Cyclosa</i> sp.	24	X_1X_2	----	----	Índia	Mittal, 1960

<i>Cyrtophora cicatrosa</i> (Stoliczka, 1869)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>C. cicatrosa</i> (Stoliczka, 1869)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Cyrtophora citricola</i> (Forskål, 1775)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1960
<i>C. citricola</i> (Forskål, 1775)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1966a
<i>C. citricola</i> (Forskål, 1775)	----	(26)	X ₁ X ₁ X ₂ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Cyrtophora feai</i> (Thorell, 1887)	<i>Araneus feae</i>	24	X ₁ X ₂	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Ervivixia poonaensis</i> (Tikader & Bal, 1981)	<i>Neoscona poonaensis</i>	24	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>E. poonaensis</i> (Tikader & Bal, 1981)	<i>Neoscona poonaensis</i>	24	X ₁ X ₂	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>E. poonaensis</i> (Tikader & Bal, 1981)	<i>Neoscona poonaensis</i>	24	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Eustala emertoni</i> (Banks, 1904)	----	24	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Eustala sagana</i> (Keyserling, 1893)	<i>Araneus saganus</i>	(26)	----	Japão	Suzuki, 1954
<i>Eustala</i> sp.	<i>Eustala</i> sp.	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1961
<i>Gasteracantha cancriformis</i> (Linnaeus, 1758)	----	31	X	Filipinas	Amalin, 1988
<i>Gasteracantha hasseltii</i> C.L. Koch, 1837	<i>Gasteracantha hasseltii</i>	16	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>G. hasseltii</i> C.L. Koch, 1837	<i>Gasteracantha hasseltii</i>	16	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Gasteracantha kuhli</i> C.L. Koch, 1837	<i>Gasteracantha leucomelaena</i>	16	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>G. kuhli</i> C.L. Koch, 1837	<i>Gasteracantha reucomelaena</i>	16	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Larinia directa</i> (Hentz, 1847)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1960
<i>L. directa</i> (Hentz, 1847)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1966a
<i>Larinia</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1960
<i>Larinia</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Sharma et al., 1960
<i>Larinia</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1966a
<i>Lariniaria argiopiformis</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Larinia punctifera</i>	24	X ₁ X ₂	Japão	Suzuki, 1954
<i>Larinioides cornutus</i> (Clerck, 1757)	<i>Aranea foliata</i>	24	X ₁ X ₂	Finlândia	Hackman, 1948
<i>L. cornutus</i> (Clerck, 1757)	<i>Araneus cornutus</i>	24	----	----	Qingtao et al., 1998a
<i>L. cornutus</i> (Clerck, 1757)	<i>Araneus cornutus</i>	23	----	----	Qingtao et al., 1998a
<i>L. cornutus</i> (Clerck, 1757)	<i>Larinioides cornuta</i>	24	X ₁ X ₂	----	Qingtao et al., 1999
<i>L. cornutus</i> (Clerck, 1757)	<i>Larinioides cornuta</i>	23	X ₁ X ₂	----	Qingtao et al., 1999
<i>Larinioides patagiatius</i> (Clerck, 1757)	<i>Aranea dumetorum</i>	14	X ₁ X ₂	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Larinioides scolopetarius</i> (Clerck, 1757)	<i>Epeira scolopetaria</i>	23	X	----	Berry, 1906
<i>L. scolopetarius</i> (Clerck, 1757)	<i>Epeira sericata</i>	24	X ₁ X ₂	----	Painter, 1914
<i>Neoscona achine</i> (Simon, 1906)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>N. achine</i> (Simon, 1906)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Neoscona arabesca</i> (Walckenaer, 1842)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1960
<i>N. arabesca</i> (Walckenaer, 1842)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Mittal, 1966a
<i>N. arabesca</i> (Walckenaer, 1842)	----	24	X ₁ X ₂	Índia	Amalin et al., 1993
<i>Neoscona mukerjii</i> Tikader, 1980	<i>Neoscona minima</i>	14	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Neoscona oxacensis</i> (Keyserling, 1864)	----	24	X ₁ X ₂	----	Amalin et al., 1993
<i>Neoscona pavidia</i> (Simon, 1906)	----	14	----	Índia	Mittal, 1960
<i>Neoscona punctifera</i> (Doleschall, 1857)	<i>Araneus pavidus</i>	24	X ₁ X ₂	Índia	Suzuki, 1951a
<i>N. punctifera</i> (Doleschall, 1857)	<i>Araneus opima</i>	24	X ₁ X ₂	----	Suzuki, 1951b
	<i>Araneus opima</i>	24	X ₁ X ₂	Japão	

Tetragnathidae Menge, 1866 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Araneioidea, Araneioidea derivadas)									
Especie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência			
<i>Neoscona scylla</i> (Karsch, 1879)	<i>Araneus scylla</i>	24	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1951a			
<i>N. scylla</i> (Karsch, 1879)	<i>Araneus scylla</i>	14	X ₁ X ₂	10M+2A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1951b			
<i>Neoscona theisi</i> (Walckenaer, 1842)	----	23	X	----	Filipinas	Amalin, 1988			
<i>Neoscona</i> sp.	----	14	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a			
<i>Neoscona</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a			
<i>Neoscona</i> sp.	----	13	X	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a			
<i>Neoscona</i> sp.	----	13	X	----	Índia	Sharma & Parida, 1987			
<i>Neoscona</i> sp.	----	13	X	----	Índia	Sharma & Parida, 1987			
<i>Neoscona</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987			
<i>Nuctenea umbratica</i> (Clerck, 1757)	<i>Aranea sexpunctata</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948			
<i>N. umbratica</i> (Clerck, 1757)	<i>Araneus umbratica</i>	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1960			
<i>N. umbratica</i> (Clerck, 1757)	<i>Araneus umbratica</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1966a			
<i>Singa hamata</i> (Clerck, 1757)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995			
<i>Stroemellus stroemi</i> (Thorell, 1870)	<i>Zilla stroemi</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948			
Tetragnathidae Menge, 1866 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Araneioidea, Araneioidea derivadas)									
Especie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência			
<i>Leucauge blanda</i> (L. Koch, 1878)	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1951a			
<i>Leucauge celebesiana</i> (Walckenaer, 1842)	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983			
<i>L. celebesiana</i> (Walckenaer, 1842)	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	22T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1988			
<i>Leucauge decorata</i> (Blackwall, 1864)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958			
<i>L. decorata</i> (Blackwall, 1864)	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	22A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Índia	Sharma et al., 1959			
<i>L. decorata</i> (Blackwall, 1864)	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	22T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1988			
<i>Leucauge magnifica</i> Yaginuma, 1954	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954			
<i>Leucauge tessellata</i> (Thorell, 1887)	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983			
<i>Metellina mengei</i> (Blackwall, 1870)	<i>Meta segmentata mengei</i>	24	X ₁ X ₂	22T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1988			
<i>M. mengei</i> (Blackwall, 1870)	<i>Meta segmentata mengei</i>	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960			
<i>Metellina segmentata</i> (Clerck, 1757)	<i>Meta reticulata</i>	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962			
<i>M. segmentata</i> (Clerck, 1757)	<i>Meta segmentata</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948			
<i>M. segmentata</i> (Clerck, 1757)	<i>Meta segmentata</i>	24	X ₁ X ₂ X ₃ X ₄	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983			
<i>M. segmentata</i> (Clerck, 1757)	<i>Meta segmentata</i>	24	X ₁ X ₂ X ₃ X ₄	20T+X ₁ X ₂ X ₃ X ₄ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1988			
<i>Metleucauge yunohamensis</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954			
<i>Pachygnatha clercki</i> Sundevall, 1823	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995			
<i>Pachygnatha listeri</i> Sundevall, 1830	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995			
<i>Pachygnatha quadrimaculata</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Dyschirinothoa quadrimaculata</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	----	Qingtao et al., 1998b			
<i>Tetragnatha andamanensis</i> Tikader, 1977	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Qingtao et al., 1998b			
<i>T. andamanensis</i> Tikader, 1977	----	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983			
<i>T. andamanensis</i> Tikader, 1977	----	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987			
<i>Tetragnatha boydi</i> O.P.-Cambridge, 1898	<i>Tetragnatha mandibulata bidentata</i>	24	X ₁ X ₂	22T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta et al., 1995			
<i>Tetragnatha ceylonica</i> O.P.-Cambridge, 1869	<i>Meta gracilis</i>	24	X ₁ X ₂	22T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta et al., 1995			
<i>T. ceylonica</i> O.P.-Cambridge, 1869	<i>Meta gracilis</i>	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983			
		24	X ₁ X ₂	22T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta et al., 1995			

<i>Tetragnatha extensa</i> (Linnaeus, 1758)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>T. extensa</i> (Linnaeus, 1758)	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>Tetragnatha mandibulata</i> Walckenaer, 1842	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1966b
<i>Tetragnatha maxillosa</i> Thorell, 1895	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1949
<i>T. maxillosa</i> Thorell, 1895	<i>Tetragnatha japonica</i>	24	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>T. maxillosa</i> Thorell, 1895	<i>Tetragnatha japonica</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Tetragnatha obtusa</i> C.L. Koch, 1837	<i>Tetragnatha japonica</i>	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>T. obtusa</i> C.L. Koch, 1837	<i>Tetragnatha sp. (obtusae?)</i>	22	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>Tetragnatha squamata</i> Karsch, 1879	----	22	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>T. squamata</i> Karsch, 1879	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Tetragnatha</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma et al., 1960
<i>Tetragnatha</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1966b
Nephilidae Simon, 1894 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Araneidae, araneoides derivadas)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Nephila clavata</i> L. Koch, 1878	----	n=13	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>N. clavata</i> L. Koch, 1878	----	n=13	X ₁ X ₂	----	Japão	Suzuki, 1951b
<i>N. clavata</i> L. Koch, 1878	----	24	X ₁ X ₂	22T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1988
<i>Nephilengys orientata</i> (Fabricius, 1775)	----	(26)	X ₁ X ₁ X ₂ X ₂	22A+X ₁ X ₁ X ₂ X ₂ A	Brasil	Araujo et al., 2005b
Linyphiidae Blackwall, 1859 (Opisthothelae, Araneomorphae, Araneidae, araneoides derivadas, araneoides de teia em lençol, limfioideas)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Bolyphantes aliceps</i> (Sundevall, 1833)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Erigone atra</i> Blackwall, 1833	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Gonyglidium rufipes</i> (Linnaeus, 1758)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Helophora insignis</i> (Blackwall, 1841)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Hylyphantes graminicola</i> (Sundevall, 1830)	----	24	X ₁ X ₂	22A-T+X ₁ X ₂ A-T	China	Jianping & Xiuzhen, 1998
<i>Labulla nepula</i> Tikader, 1970	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Lepthyphantes bhudbari</i> Tikader, 1970	<i>Lepthyphantes bhudbari</i>	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Lepthyphantes minutus</i> (Blackwall, 1833)	<i>Lepthyphantes minutus</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Linyphia triangularis</i> (Clerck, 1757)	<i>Linyphia montana</i>	n=24	X	----	----	Suzuki, 1950b
<i>L. triangularis</i> (Clerck, 1757)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>L. triangularis</i> (Clerck, 1757)	<i>Linyphia montana</i>	46	X ₁ X ₂	44A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>L. triangularis</i> (Clerck, 1757)	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>L. triangularis</i> (Clerck, 1757)	<i>Linyphia montana</i>	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Sokolov, 1960
<i>L. triangularis</i> (Clerck, 1757)	<i>Linyphia montana</i>	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Sokolov, 1962
<i>Linyphia</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Linyphia</i> sp.	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Sokolov, 1960
<i>Linyphia</i> sp.	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Sokolov, 1962
<i>Neriene albolimbata</i> (Karsch, 1879)	<i>Linyphia albolimbata</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Neriene clathrata</i> (Sundevall, 1830)	----	25	X ₁ X ₂ X ₃	22A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Neriene montana</i> (Clerck, 1757)	<i>Linyphia resupinadomesica</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948

<i>Neriene radiata</i> (Walckenaer, 1842)						X_1X_2			----	Paintner, 1914
<i>N. radiata</i> (Walckenaer, 1842)					22?	X_1X_2			----	Hackman, 1948
<i>N. radiata</i> (Walckenaer, 1842)					22	X_1X_2		20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Suzuki, 1954
<i>Ptyolophantes phrygianus</i> (C.L. Koch, 1836)					24	X_1X_2		22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Gunnarsson & Andersson, 1992
<i>P. phrygianus</i> (C.L. Koch, 1836)					25	$X_1X_2X_3$		----	Suécia	Gunnarsson & Andersson, 1992
<i>P. phrygianus</i> (C.L. Koch, 1836)					n=14	$X_1X_2X_3$		----	Suécia	Gunnarsson & Andersson, 1992
<i>P. phrygianus</i> (C.L. Koch, 1836)					3n=39	$X_1X_1X_2X_3X_3X_3$		----	Suécia	Gunnarsson & Andersson, 1992
<i>Taranucnus setosus</i> (O.P.-Cambridge, 1863)					4n=50	$X_1X_1X_2X_2X_3X_3$		----	Suécia	Gunnarsson & Andersson, 1992
					24	X_1X_2		22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995

Nesticidae Simon, 1894 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Araneioidea, araneoides de teia em lençol, teridioideas)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Nesticus</i> sp.	----	24	X_1X_2	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Achaearanea budana</i> Tikader, 1970	----	22	X_1X_2	----	Índia	Data & Chatterjee, 1983
<i>Achaearanea japonica</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Theridion japonicum</i>	22	X_1X_2	20A/T+X ₁ X ₂ A/T	Japão	Kageyama & Seto, 1979
<i>Anelosimus crassipes</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Enoplognatha foliicola</i>	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>A. crassipes</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	----	22	X_1X_2	20A/T+X ₁ X ₂ A/T	Japão	Kageyama & Seto, 1979
<i>Anelosimus domingo</i> Levi, 1963	----	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Equador	Avilés & Maddison, 1991
<i>A. domingo</i> Levi, 1963	----	22	X_1X_2	----	Equador	Avilés et al., 2000
<i>Anelosimus eximius</i> (Keyserling, 1884)	----	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Equador	Avilés & Maddison, 1991
<i>Anelosimus jucundus</i> (O.P.-Cambridge, 1896)	----	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Equador	Avilés & Maddison, 1991
<i>Anelosimus studiosus</i> (Hentz, 1850)	----	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Equador	Avilés & Maddison, 1991
<i>A. studiosus</i> (Hentz, 1850)	----	22+1S	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Equador	Avilés & Maddison, 1991
<i>Argyrodes cyrtophorae</i> Tikader, 1963	<i>Argyrodes cyrtophore</i>	22	X_1X_2	----	Índia	Data & Chatterjee, 1983
<i>Argyrodes gazdets</i> Tikader, 1970	----	22	X_1X_2	----	Índia	Data & Chatterjee, 1983
<i>Argyrodes gazingensis</i> Tikader, 1970	----	24	X_1X_2	----	Índia	Data & Chatterjee, 1983
<i>Argyrodes</i> sp.	----	22	X_1X_2	----	Índia	Data & Chatterjee, 1983
<i>Argyrodes</i> sp.	----	22	X_1X_2	----	Índia	Data & Chatterjee, 1983
<i>Ariannes cylindrogaster</i> Simon, 1889	----	22	X_1X_2	----	----	Suzuki, 1950a
<i>A. cylindrogaster</i> Simon, 1889	----	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Chryso scintillans</i> (Thorell, 1895)	<i>Chryso venusta</i>	24	X_1X_2	22A/T+X ₁ X ₂ A/T	Japão	Kageyama & Seto, 1979
<i>Crustulina guttata</i> (Wider, 1834)	----	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Suzuki, 1954
<i>Enoplognatha caricis</i> (Fickert, 1876)	<i>Enoplognatha japonica</i>	22	X_1X_2	20A/T+X ₁ X ₂ A/T	Japão	Kageyama & Seto, 1979
<i>Enoplognatha ovata</i> (Clerck, 1757)	<i>Theridium ovatum</i>	22	X_1X_2	----	----	Sokolov, 1960
<i>Keijia sterninotata</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Theridium sterninotatum</i>	22	X_1X_2	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Latrodectus geometricus</i> C.L. Koch, 1841	----	(18)	----	----	Japão	Suzuki, 1954
<i>Latrodectus indistinctus</i> O.P.-Cambridge, 1904	----	(24)	----	----	África do Sul	Martindale, 1980
<i>Latrodectus mactans</i> (Fabricius, 1775)	----	(28)	----	----	África do Sul	Martindale, 1980
<i>L. mactans</i> (Fabricius, 1775)	----	(26)	----	----	Austrália	Martindale, 1980
<i>Latrodectus rhodesiensis</i> Mackay, 1972	----	(16)	----	----	EUA	Martindale, 1980
	----	(16)	----	----	África do Sul	Martindale, 1980

<i>Parasitacoda tepidarium</i> (C.L. Koch, 1841)	24	----	----	EUA	Montgomery, 1907
<i>P. tepidarium</i> (C.L. Koch, 1841)	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>P. tepidarium</i> (C.L. Koch, 1841)	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>P. tepidarium</i> (C.L. Koch, 1841)	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	----	Diaz & Saez, 1966
<i>P. tepidarium</i> (C.L. Koch, 1841)	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	----	Igarashi & Kondo, 1977
<i>P. tepidarium</i> (C.L. Koch, 1841)	22	X ₁ X ₂	20A/T+X ₁ X ₂ A/T	Japão	Kageyama & Seto, 1979
<i>P. tepidarium</i> (C.L. Koch, 1841)	22	X ₁ X ₂	20A/T+X ₁ X ₂ A/T	China	Youji et al., 1995
<i>Steatoda bipunctata</i> (Linnaeus, 1758)	22	X ₁ X ₂	----	Taiwan	Chen, 1999
<i>Steatoda grossa</i> (C.L. Koch, 1838)	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Steatoda triangulosa</i> (Walekenaer, 1802)	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Takayus chikunii</i> (Yaginuma, 1960)	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Takayus latifolius</i> (Yaginuma, 1960)	22	X ₁ X ₂	20A/T+X ₁ X ₂ A/T	Japão	Kageyama & Seto, 1979
<i>Theridion</i> sp.	22	X ₁ X ₂	----	Japão	Kageyama & Seto, 1979
				Índia	Srivastava & Shukla, 1986

Titanocidae Lehtinen, 1967 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, clado cribelo dividido, titanoecoideas)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Goeldia obscura</i> (Keyserling, 1878)	<i>Titanocca obscura</i>	30	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a

Amaurobiidae Thorell, 1870 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, clado RTA)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Amaurobius fenestralis</i> (Ström, 1768)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Amaurobius ferox</i> (Walekenaer, 1830)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Amaurobius jugorum</i> L.Koch, 1868	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Amaurobius</i> sp.	----	----	X	----	----	King, 1925
<i>Callobius bennetti</i> (Blackwall, 1846)	<i>Amaurobius sylvestris</i>	43? = 34 + 9S?	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914
<i>Callobius clausstrarius</i> (Hahn, 1833)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Coelotes atropos</i> (Walekenaer, 1830)	----	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
<i>Coelotes terrestris</i> (Wider, 1834)	----	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
<i>Eurocoelotes inermis</i> (L.Koch, 1855)	<i>Coelotes inermis</i>	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
<i>Paracoelotes lactuosus</i> (L. Koch, 1878)	<i>Coelotes lactuosus</i>	42?	----	----	----	Igarashi & Kondo, 1977
<i>Tegocoelotes corasides</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Tegenaria corasides</i>	42	----	----	----	Suzuki, 1950b
<i>T. corasides</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Tegenaria corasides</i>	42	X ₁ X ₂	40A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954

Cybaeidae Banks, 1892 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, clado RTA)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Argyroseta aquatica</i> (Clerck, 1757)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>A. aquatica</i> (Clerck, 1757)	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>A. aquatica</i> (Clerck, 1757)	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962
<i>A. aquatica</i> (Clerck, 1757)	----	21	X	----	----	Král, 1995a
<i>A. aquatica</i> (Clerck, 1757)	----	21	X	20M+XM	----	Král, 1995b
<i>Cybaeus angustiarum</i> L.Koch, 1868	----	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a

Hahniidae Bertkau, 1878 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, clado RTA)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Arístea elegans</i> (Blackwall, 1841)	----	35	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Cryphoea sibiricola</i> (C.L. Koch, 1834)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	40A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Finlândia	Suzuki, 1954
<i>C. sibiricola</i> (C.L. Koch, 1834)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Hahnia nava</i> (Blackwall, 1841)	----	34	X ₁ X ₂	32A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
Agelenidae C.L. Koch, 1837 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, clado RTA, clado com paracitelo fundido)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Agelena auclandi</i> Burman *	----	42	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>A. auclandi</i> Burman *	----	42	X ₁ X ₂	40T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1992b
<i>Agelena gautami</i> Tikader, 1962	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>A. gautami</i> Tikader 1962	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	38T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1992b
<i>Agelena labyrinthica</i> (Clerck, 1757)	----	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
<i>A. labyrinthica</i> (Clerck, 1757)	----	42	X ₁ X ₂	40A/T+X ₁ X ₂ A/T	China	Xiuzhen et al., 1996a
<i>Agelena limbata</i> Thorell, 1897	----	46	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950b
<i>A. limbata</i> Thorell, 1897	----	44	X ₁ X ₂	42A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>A. limbata</i> Thorell, 1897	----	42	X ₁ X ₂	28A/T+12M/Sm+X ₁ X ₂ T	Japão	Tsurusaki et al., 1993
<i>Agelenopsis naevia</i> (Walckenaer, 1842)	<i>Agelena naevia</i>	40	X ₁ X ₂	----	----	Wallace, 1905
<i>A. naevia</i> (Walckenaer, 1842)	<i>Agelena naevia</i>	±52	X ₁ X ₂	----	EUA	Wallace, 1909
<i>A. naevia</i> (Walckenaer, 1842)	<i>Agelena naevia</i>	n=15?	----	----	----	Painter, 1914
<i>Allagelena difficilis</i> (Fox, 1936)	<i>Agelena difficilis</i>	44	X ₁ X ₂	38M/Sm+4T+X ₁ X ₂	----	Hong et al., 1992
<i>Allagelena gracilens</i> C.L. Koch, 1841	<i>Agelena gracilens</i>	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
<i>Allagelena opulenta</i> (L. Koch, 1878)	<i>Agelena opulenta</i>	44	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>A. opulenta</i> (L. Koch, 1878)	<i>Agelena opulenta</i>	44	X ₁ X ₂	42A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Histopona torpida</i> (C.L. Koch, 1837)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Malthonica campestris</i> (C.L. Koch, 1834)	<i>Tegenaria campestris</i>	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Malthonica ferruginea</i> (Panzer, 1804)	<i>Tegenaria ferruginea</i>	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>M. ferruginea</i> (Panzer, 1804)	<i>Tegenaria ferruginea</i>	40	----	39A+1M	República Tcheca	Sahara et al., 1999
<i>Malthonica agrastis</i> (Walckenaer, 1802)	<i>Tegenaria silvestris</i>	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
<i>Tegenaria atrica</i> C.L. Koch, 1843	----	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
<i>T. atrica</i> C.L. Koch, 1843	----	18-24?	----	----	----	Král, 1995a
<i>Tegenaria domestica</i> (Clerck, 1757)	----	42	X ₁ X ₂	40T+X ₁ X ₂ T	França	Camoy, 1885
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	----	42	X ₁ X ₂	----	Inglaterra	Revell, 1947
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	<i>Tegenaria derhamii</i>	39	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Inglaterra	Sokolowska, 1925
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Inglaterra	Revell, 1947
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	<i>Tegenaria derhami</i>	35	X ₁ X ₂ X ₃	32A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	----	(42)	----	----	----	Sokolov, 1960
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	----	----	X ₁ X ₂ X ₃	----	Uruguai	Benavente et al., 1982
<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a

<i>T. domestica</i> (Clerck, 1757)	----	43	X ₁ X ₂ X ₃	40A/T+X ₁ X ₂ X ₃ A/T	China	Xiuzhen et al., 1996b
<i>Tegegnaria</i> sp.	----	6-12?	----	----	França	Carnoy, 1885
<i>Textris denticulata</i> (Olivier, 1789)	----	42	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
Amphinectidae Forster & Wilton, 1973 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, clado RTA, clado com paracribelo fundido)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Bibliografia
<i>Metalite simoni</i> (Keyserling, 1877)	<i>Amaurobius simoni</i>	40	X ₁ X ₂	38A+X ₁ X ₂ A	----	Diaz & Saez, 1966
Dictynidae O.P.-Cambridge, 1871 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, clado RTA, clado com paracribelo fundido)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Cicurina cicur</i> (Fabricius, 1793)	----	33	X ₁ X ₂ X ₃	----	----	Král, 1995a
<i>Dictyna arundinacea</i> (Linnaeus, 1758)	----	24	X ₁ X ₂	22M+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Dictyna civica</i> (Lucas, 1850)	<i>Brigittea civica</i>	21	X	----	----	Král, 1995a
<i>Dictyna foliicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	24	X ₁ X ₂	22M+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Dictyna uncinata</i> Thorell, 1856	----	22	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>D. uncinata</i> Thorell, 1856	----	22	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962
<i>D. uncinata</i> Thorell, 1856	----	23	X	----	----	Král, 1995a
<i>Nigma flavescens</i> (Walckenaer, 1830)	<i>Nigma flavescens</i>	19	X	----	----	Král, 1995a
<i>Nigma walckenaeri</i> (Roewer, 1951)	<i>Nigma viridissima</i>	19	X	----	----	Král, 1995a
Corinnidae Karsch, 1880 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Castianeira longipalpa</i> (Hentz, 1847)	<i>Castianeira longipalpus</i>	26	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>C. longipalpa</i> (Hentz, 1847)	<i>Castianeira longipalpus</i>	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1966c
<i>Castianeira zetes</i> Simon, 1897	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Oedignatha scrobiculata</i> Thorell, 1881	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Trachelas japonicus</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1952
<i>Trachelas</i> sp.	----	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
Liocranidae Simon, 1897 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Liocranum rapicola</i> (Walckenaer, 1830)	----	22	X ₁ X ₂	----	----	Král, 1995a
Gnaphosidae Pocock, 1898 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha, Gnaphosoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Berlandina cinerea</i> (Menge, 1872)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Callilepis imbecilla</i> (Keyserling, 1887)	----	22	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914
<i>Callilepis nocturna</i> (Linnaeus, 1758)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Cesonia sincera</i> Gertsch & Mullaik, 1936	----	22	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Cesonia</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Drassodes lapidosus</i> (Walckenaer, 1802)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Drassodes</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954

<i>Drassodes</i> sp.	----	21	X	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Drassodes</i> sp.	----	21	X	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Gnaphosa kailana</i> Tikader, 1966	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>G. kailana</i> Tikader, 1966	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1967
<i>Gnaphosa muscorum</i> (L. Koch, 1866)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Gnaphosa</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Gnaphosa</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Gnaphosa</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1989
<i>Haplodrassus cognatus</i> (Westring, 1861)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Haplodrassus signifer</i> (C.L. Koch, 1839)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Hitobia unifascigera</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1952
<i>Megamyrmaekton</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Micaria nivosal</i> L. Koch, 1866	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Nodocion floridanus</i> (Banks, 1896)	----	(24)	----	----	EUA	Tugnon et al., 1990
<i>Nomisia ripariensis</i> (O.P.-Cambridge, 1872)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Phaeoecetus</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>Phaeoecetus</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1985
<i>Poecilochroa variata</i> (C.L. Koch, 1839)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Índia	Hackman, 1948
<i>Pterotricha dalmasi</i> Fage, 1929	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Pterotricha procera</i> (O.P.-Cambridge, 1874)	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Scopoides</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Scotophaeus blackwalli</i> (Thorell, 1871)	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>S. blackwalli</i> (Thorell, 1871)	----	24	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>Scotophaeus domesticus</i> Tikader, 1962	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1967
<i>Urozelotes rusticus</i> (L. Koch, 1872)	----	30	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Zelotes subterraneus</i> (C.L. Koch, 1833)	----	21	X	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
Trochanteridae Karsch, 1879 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha, Gnaphosoidea)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Plator pandae</i> Tikader, 1969	<i>Plator pandae</i>	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
Anyphaenidae Bertkau, 1878 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Anyphaena accentuata</i> (Walckenaer, 1802)	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Anyphaena pugil</i> Karsch, 1879	----	26	X ₁ X ₂	----	Japão	Matsumoto, 1977
<i>Wajfilia saltabunda</i> (Hentz, 1847)	<i>Anyphaena saltabunda</i>	20	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914
Clubionidae Wagner, 1887 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Clubiona caeruleascens</i> L. Koch, 1867	<i>Clubiona holosericea</i>	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Clubiona drassodes</i> O.P.-Cambridge, 1874	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>C. drassodes</i> O.P.-Cambridge, 1874	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1966c

<i>Clubiona japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	20	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1952
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Qingtao et al., 1996
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	24+18S	----	M+S1	----	Qingtao et al., 1996
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	24+4S	----	M+S1	----	Qingtao et al., 1996
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	24+2S	----	M+S1	----	Qingtao et al., 1996
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	20+15S	----	M+S1	----	Qingtao et al., 1996
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	16+19S	----	M+S1	----	Qingtao et al., 1996
<i>C. japonicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	3+28S	----	M+S1	----	Qingtao et al., 1996
<i>Clubiona lena</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1952
<i>Clubiona ludhianaensis</i> Tikader, 1976	----	----	26	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Clubiona phragmitis</i> C.L. Koch, 1843	----	<i>Clubiona phragmitidis</i>	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Clubiona stagnatilis</i> Kulczynski, 1897	----	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Clubiona subsultans</i> Thorell, 1875	----	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>C. subsultans</i> Thorell, 1875	----	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>C. subsultans</i> Thorell, 1875	----	----	24	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962
<i>Clubiona</i> sp.	----	----	22-26?	----	----	França	Carnoy, 1885
<i>Clubiona</i> sp.	----	----	26	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986

Salticidae Blackwall, 1841 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Aelurillus politiventris</i> (O.P.-Cambridge, 1872)	----	21	X	----	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Ballus chalybeius</i> (Walckenaer, 1802)	<i>Ballus depressus</i>	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Mital, 1960
<i>B. chalybeius</i> (Walckenaer, 1802)	<i>Ballus depressus</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mital, 1964
<i>Bryantella smaragdus</i> (Crane, 1945)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Argentina	Scioscia, 1997
<i>Dendryphantas patagonicus</i> Simon, 1905	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Argentina	Scioscia, 1997
<i>Dendryphantas rudis</i> (Sundevall, 1833)	<i>Dendryphantas rudis</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Euophrys pseudogambosa</i> Strand, 1915	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Evarcha albaria</i> (L. Koch, 1878)	<i>Hasarius albarius</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1951a
<i>E. albaria</i> (L. Koch, 1878)	<i>Hasarius albarius</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Evarcha arcuata</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>E. arcuata</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962
<i>Evarcha falcata</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>E. falcata</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>E. falcata</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962
<i>Evarcha hoyi</i> (Peckham & Peckham, 1883)	<i>Pellenes hoyi</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Canadá	Maddison, 1982
<i>E. hoyi</i> (Peckham & Peckham, 1883)	<i>Pellenes hoyi</i>	26	X ₁ X ₂ X ₃ Y	22A+X ₁ X ₂ X ₃ A+YM	Canadá	Maddison, 1982
<i>E. hoyi</i> (Peckham & Peckham, 1883)	<i>Pellenes hoyi</i>	25	X ₁ X ₂ X ₃ Y	20A+1M+X ₁ X ₂ X ₃ A+YM	EUA	Maddison, 1982
<i>Evarcha patagata</i> (O.P.-Cambridge, 1872)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Flacillula</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Mital, 1961
<i>Flacillula</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mital, 1964

<i>Habrocestum rubrocyphaetum</i> Lessert, 1927			X_1X_2	India	Mittal, 1960
<i>H. rubrocyphaetum</i> Lessert, 1927			X_1X_2	India	Mittal, 1964
<i>Habronattus agilis</i> (Banks, 1893)			X_1X_2	EUA	Maddison, 1982
<i>Habronattus americanus</i> (Keyserling, 1884)			X_1X_2	Canada	Maddison, 1982
<i>Habronattus borealis</i> (Banks, 1895)			$X_1X_2X_3Y$	Canada	Maddison, 1982
<i>Habronattus brunneus</i> (Peckham & Peckham, 1901)			$X_1X_2X_3Y$	Canada	Maddison, 1982
<i>Habronattus calcaratus</i> (Banks, 1904)			$X_1X_2X_3Y$	Canada and EUA	Maddison, 1982
<i>Habronattus coecatus</i> (Hentz, 1846)			X_1X_2	India	Mittal, 1964
<i>Habronattus decorus</i> (Blackwall, 1846)			$X_1X_2X_3Y$	Canada and EUA	Maddison, 1982
<i>Habronattus hirsutus</i> (Peckham & Peckham, 1888)			X_1X_2	Canada	Maddison, 1982
<i>Habronattus oregonensis</i> (Peckham & Peckham, 1888)			X_1X_2	Canada and EUA	Maddison, 1982
<i>H. oregonensis</i> (Peckham & Peckham, 1888)			X_1X_2	Canada	Maddison, 1982
<i>Habronattus tarsalis</i> (Banks, 1904)			X_1X_2	EUA	Maddison, 1982
<i>Habronattus viridipes</i> (Hentz, 1846)			X_1X_2	Canada	Maddison, 1982
<i>H. viridipes</i> (Hentz, 1846)			X_1X_2	Canada	Maddison, 1982
<i>Hasarius adansonii</i> (Audouin, 1826)			X_1X_2		Suzuki, 1951a
<i>H. adansonii</i> (Audouin, 1826)			X_1X_2		Suzuki, 1954
<i>Heliophantus dubius</i> C.L. Koch, 1835			X_1X_2		Sokolov, 1960
<i>H. dubius</i> C.L. Koch, 1835			X_1X_2		Sokolov, 1962
<i>Holcolaetis vellea</i> Simon, 1909			X_1X_2	India	Mittal, 1961
<i>H. vellea</i> Simon, 1909			X_1X_2	India	Mittal, 1964
<i>Hyllus semicupreus</i> (Simon, 1885)			$X_1X_2X_3$	India	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Jotus minutus</i> L. Koch, 1881			X_1X_2		Suzuki, 1951a
<i>Maevia inclemens</i> (Walckenaer, 1837)			X_1X_2		Painter, 1914
<i>M. inclemens</i> (Walckenaer, 1837)				EUA	Tugmon et al., 1990
<i>M. inclemens</i> (Walckenaer, 1837)				EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Marpissa pikei</i> (Peckham & Peckham, 1888)				EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Marpissa tigrina</i> Tikader, 1965				India	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Marpissa</i> sp.				India	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Marpissa</i> sp.				India	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Marpissa</i> sp.				India	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Marpissa</i> sp.				India	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Mendoza canestrinii</i> (Nimmi, 1868)			X		Suzuki, 1950a
<i>M. canestrinii</i> (Nimmi, 1868)			X_1X_2		Suzuki, 1954
<i>M. canestrinii</i> (Nimmi, 1868)			X_1X_2	Japão	Qingtao et al., 1998a
<i>Mendoza elongata</i> (Karsch, 1879)					Suzuki, 1950a
<i>M. elongata</i> (Karsch, 1879)					Suzuki, 1954
<i>Menemeris illigeri</i> (Audouin, 1826)			X_1X_2		Gorlova et al., 1997
<i>Menemeris semilimbatus</i> (Hahn, 1829)			X_1X_2	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Metaphidippus chera</i> (Chamberlin, 1924)			X_1X_2	Israel	Maddison, 1996
<i>Metaphidippus diplicis</i> (Chamberlin, 1924)			X_1X_2	EUA	Maddison, 1996

<i>Metaphidippus iviei</i> (Roewer, 1951)	----	X ₁ X ₂	----	EUA	Maddison, 1996
<i>Metaphidippus manni</i> (Peckham & Peckham, 1901)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>Metaphidippus odiosus</i> (Peckham & Peckham, 1901)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Argentina	Scioscia, 1997
<i>Myrmacrache bengalensis</i> Tikader, 1973	25	X	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Myrmacrache formicaria</i> (Karsch, 1878)	23	X	22A+XA	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Myrmacrache japonica</i> (Karsch, 1879)	28	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1951a
<i>Myrmacrache laeta</i> (Thorell, 1887)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Myrmacrache providens</i> (Peckham & Peckham, 1892)	23	X	22A+XA	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Myrmacrache ramumi</i> Narayan, 1915	23	X	22A+XA	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Pancorius crassipes</i> (Karsch, 1881)	23	X	22A+XA	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Peckhamia americana</i> (Peckham & Peckham, 1892)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Pelegrina aeneola</i> (Curtis, 1892)	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Pelegrina bunies</i> Maddison, 1996	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>Pelegrina clemata</i> (Levi, 1951)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>Pelegrina flavipes</i> (Peckham & Peckham, 1888)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>Pelegrina furcata</i> (F.O.P.-Cambridge, 1901)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	Canadá	Maddison, 1996
<i>Pelegrina galathea</i> (Walckenaer, 1837)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>P. galathea</i> (Walckenaer, 1837)	28	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>P. galathea</i> (Walckenaer, 1837)	27	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Pelegrina insignis</i> (Banks, 1892)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	Canadá	Maddison, 1996
<i>Pelegrina kastoni</i> Maddison, 1996	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	Canadá	Maddison, 1996
<i>Pelegrina oresites</i> Maddison, 1996	28	X ₁ X ₂	26A ² +X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>Pelegrina proterva</i> (Walckenaer, 1837)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>Pellenes peninsularis</i> Emerton, 1925	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ ?	EUA	Maddison, 1996
<i>Phidippus audax</i> (Hentz, 1845)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Canadá	Maddison, 1982
<i>P. audax</i> (Hentz, 1845)	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Pinter & Walters, 1971
<i>Phidippus johnsoni</i> (Peckham & Peckham, 1883)	28	X ₁ X ₂	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Phidippus regius</i> C.L. Koch, 1846	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Pinter & Walters, 1971
<i>Phidippus texanus</i> Banks, 1906	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Pinter & Walters, 1971
<i>Phidippus</i> sp.	28	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Phidippus</i> sp.	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Das & Das, 1974
<i>Phidippus</i> sp.	26	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Phidippus</i> sp.	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Phidippus</i> sp.	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Phidippus</i> sp.	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Philaeus chrysoptus</i> (Poda, 1761)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Israel	Corlova et al., 1997
<i>Phintella castrisiana</i> (Grube, 1861)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Phintella lineata</i> (Karsch, 1879)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Phintella versicolor</i> (C.L. Koch, 1846)	28	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1951a
<i>P. versicolor</i> (C.L. Koch, 1846)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Phintella vittata</i> (C.L. Koch, 1846)	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Evophrys aninotatus</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	----
<i>Jottus lineata</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	----
<i>Aleurillus dimorphus</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	----
<i>Aclurillus dimorphus</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	----
<i>Salticus ranjitus</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	----

<i>P. vittata</i> (C.L. Koch, 1846)	<i>Salicticus ramjitus</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Platyryptus undatus</i> (De Geer, 1778)	----	28	----	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Plexippoides doenitzii</i> (Karsch, 1879)	<i>Hasarius doenitzii</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	Japão	Matsumoto, 1977
<i>Plexippus paykulli</i> (Audouin, 1826)	----	---	X ₁ X ₂	----	----	Índia	Sharma, 1950
<i>P. paykulli</i> (Audouin, 1826)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	----	Suzuki, 1950a
<i>P. paykulli</i> (Audouin, 1826)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Japão	Suzuki, 1954
<i>Plexippus setipes</i> Karsch, 1879	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Plexippus</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Japão	Suzuki, 1954
<i>Pseudicius encarpatus</i> (Walckenaer, 1802)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Finlândia	Suzuki, 1950a
<i>Rhene atrata</i> (Karsch, 1881)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	----	Hackman, 1948
<i>R. atrata</i> (Karsch, 1881)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	----	Suzuki, 1951a
<i>Rhene indica</i> Tikader, 1973	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Japão	Suzuki, 1954
<i>Rhene austriensis</i> Gertsch, 1936	<i>Rhene indicus</i>	23	X	----	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Salicticus cingulatus</i> (Panzer, 1797)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Salicticus cingulatus</i> (Panzer, 1797)	----	(30)	----	----	----	----	Sokolov, 1960
<i>Salicticus scenicus</i> (Clerck, 1757)	----	(30)	----	----	----	----	Sokolov, 1962
<i>Salicticus</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Siler cupreus</i> Simon, 1889	<i>Icidella vittata</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>S. cupreus</i> Simon, 1889	<i>Icidella vittata</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	----	Suzuki, 1951a
<i>Sitticus litorealis</i> (Hahn, 1832) (Nomina dubia)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Japão	Suzuki, 1954
<i>Sitticus terebratus</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Finlândia	Suzuki, 1954
<i>Telamonia dimidiata</i> (Simon, 1899)	<i>Phidippus pateli</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	----	Finlândia	Hackman, 1948
<i>T. dimidiata</i> (Simon, 1899)	<i>Phidippus pateli</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Tutelina elegans</i> (Hentz, 1846)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>T. elegans</i> (Hentz, 1846)	----	28	----	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990
	----	27	----	----	----	EUA	Tugmon et al., 1990

Philodromidae Thorell, 1870 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Philodromus aureolus</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>P. aureolus</i> (Clerck, 1757)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Philodromus auricomus</i> L. Koch, 1878	<i>Diaea subadulta</i>	27	X	26A+XA	Japão	Suzuki, 1952
<i>Philodromus emarginatus</i> (Schränk, 1803)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Philodromus fuscocomarginatus</i> (De Geer, 1778)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>P. fuscocomarginatus</i> (De Geer, 1778)	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962
<i>Philodromus hisirio</i> (Latreille, 1819)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Philodromus margaritatus</i> (Clerck, 1757)	<i>Philodromus laevipes</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Philodromus nigrostriatipes</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Philodromus roseus</i> Kishida, 1914	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1952
<i>P. roseus</i> Kishida, 1914	----	28	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>Philodromus subaureolus</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Philodromus aureolus japonicola</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1952
	----	27	X	26A+XA	Japão	Suzuki, 1952

<i>Philodromus</i> sp.	---	25	$X_1X_2X_3$	$22A+X_1X_2X_3A$	Índia	Mital & Singh, 1984
<i>Thanatus formicinus</i> (Clerck, 1757)	---	28	X_1X_2	$26A+X_1X_2A$	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Thanatus meronensis</i> Levy, 1977	---	28	X_1X_2	$26A+X_1X_2A$	Israel	Corlova et al., 1997
<i>Tibellus duttoni</i> (Hentz, 1847)	---	29	---	---	EUA	Tugmon et al., 1990
<i>Tibellus oblongus</i> (Walckenaer, 1802)	---	24	X_1X_2	$22A+X_1X_2A$	Finlândia	Hackman, 1948
<i>T. oblongus</i> (Walckenaer, 1802)	---	24	X_1X_2	---	---	Sokolov, 1960
<i>T. oblongus</i> (Walckenaer, 1802)	---	24	X_1X_2	---	---	Sokolov, 1962
<i>Tibellus tenellus</i> (L. Koch, 1876)	---	28	X_1X_2	$26A+X_1X_2A$	Japão	Suzuki, 1952

Selenopidae Simon, 1897 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Selenops montigenus</i> Simon, 1889	---	29	$X_1X_2X_3$	---	Índia	Mital, 1961
<i>S. montigenus</i> Simon, 1889	---	29	$X_1X_2X_3$	$26A+X_1X_2X_3A$	Índia	Mital, 1966
<i>Selenops radiatus</i> Latreille, 1819	---	29	$X_1X_2X_3$	$26A+X_1X_2X_3A$	Índia	Sharma et al., 1959
<i>Selenops</i> sp.	---	29	$X_1X_2X_3$	---	Índia	Srivastava & Shukla, 1986

Sparassidae Bertkau, 1872 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Bhutanietta sikkimensis</i> (Cravely, 1931)	<i>Heteropoda sikkimensis</i>	42	$X_1X_2X_3X_4$	---	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Delena cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	43	$X_1X_2X_3$	$40T+X_1X_2X_3T$	Austrália	Rowell, 1985
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	34	$X\ neoX_{1,5} Y_{1,4}$	$24T+XM+neoX_1T+neoX_{2,5}M+Y_{1,4}M$	Austrália	Rowell, 1985
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	24	$X\ neoX_{1,5} Y_{1,2}$	$14M+4T+XM+neoX_1T+neoX_{2,5}M+Y_{1,2}M$	Austrália	Rowell, 1985
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	23	---	$20M+3T$	Austrália	Rowell, 1985
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,5} Y_{1,4}$	$12M+XM+neoX_1T+neoX_{2,5}M+Y_{1,4}M$	Austrália	Rowell, 1985
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	43	$X_1X_2X_3$	$40T+X_1X_2X_3T$	Austrália	Rowell, 1988
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,5} Y_{1,4}$	$12M+XM+neoX_1T+neoX_{2,5}M+Y_{1,4}M$	Austrália	Rowell, 1988
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,3} Y_{1,2}$	$16M+XM+neoX_1T+neoX_{2,3}M+Y_{1,2}M$	Austrália	Rowell, 1988
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	43	$X_1X_2X_3$	$40T+X_1X_2X_3T$	Austrália	Rowell, 1990
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	X_1X_2	$20M+X_1M+X_2T$	Austrália	Rowell, 1990
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,2} Y$	$18M+XM+neoX_1T+neoX_{2,3}M+YM$	Austrália	Rowell, 1990
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,3} Y_{1,2}$	$16M+XM+neoX_1T+neoX_{2,3}M+Y_{1,2}M$	Austrália	Rowell, 1990
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,5} Y_{1,4}$	$12M+XM+neoX_1T+neoX_{2,5}M+Y_{1,4}M$	Austrália	Rowell, 1990
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	43	$X_1X_2X_3$	$40T+X_1X_2X_3T$	Austrália	Rowell, 1991
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,3} Y_{1,2}$	$16M+XM+neoX_1T+neoX_{2,3}M+Y_{1,2}M$	Austrália	Rowell, 1991
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,5} Y_{1,4}$	$12M+XM+neoX_1T+neoX_{2,5}M+Y_{1,4}M$	Austrália	Rowell, 1991
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	43	$X_1X_2X_3$	$40T+X_1X_2X_3T$	Austrália	Rowell, 1991
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	42	$X_1X_2X_3$	$38T+1M+X_1X_2X_3T$	Austrália	Hancock & Rowell, 1995
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	41	$X_1X_2X_3$	$36T+2M+X_1X_2X_3T$	Austrália	Hancock & Rowell, 1995
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	40	$X_1X_2X_3$	$34T+3M+X_1X_2X_3T$	Austrália	Hancock & Rowell, 1995
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	39	$X_1X_2X_3$	$32T+4M+X_1X_2X_3T$	Austrália	Hancock & Rowell, 1995
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	38	$X_1X_2X_3$	$30T+5M+X_1X_2X_3T$	Austrália	Hancock & Rowell, 1995
<i>D. cancerides</i> Walckenaer, 1837	---	22	$X\ neoX_{1,5} Y_{1,4}$	$12M+XM+neoX_1T+neoX_{2,5}M+Y_{1,4}M$	Austrália	Hancock & Rowell, 1995

<i>Heteropoda leprosa</i> Simon, 1884	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Heteropoda phasma</i> Simon, 1897	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Heteropoda procera</i> (L. Koch, 1867)	41	X ₁ X ₂ X ₃	38T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1985
<i>H. procera</i> (L. Koch, 1867)	41	X ₁ X ₂ X ₃	38T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Heteropoda sexpunctata</i> Simon, 1885	21	X	18M+2A+XM	Índia	Bole-Gowda, 1952
<i>Heteropoda venatoria</i> (Linnaeus, 1767)	41	X ₁ X ₂ X ₃	38A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Japão	Suzuki & Okada, 1950
<i>H. venatoria</i> (Linnaeus, 1767)	41	X ₁ X ₂ X ₃	38A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Índia	Bole-Gowda, 1952
<i>H. venatoria</i> (Linnaeus, 1767)	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Heteropoda</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	38T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1985
<i>Heteropoda</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	38T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Holcemia immanis</i> (L. Koch, 1867)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>H. immanis</i> (L. Koch, 1867)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1991
<i>Isopoda vasta</i> (L. Koch, 1867)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Isopoda villosa</i> L. Koch, 1875	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>I. villosa</i> L. Koch, 1875	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1991
<i>Isopoda</i> sp.	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1985
<i>Isopoda</i> sp.	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Micrommata virescens</i> (Clerck, 1757)	35	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Micrommata</i> sp.	42	X ₁ X ₂	32A+X ₁ X ₂ X ₃ A	----	Hackman, 1948
<i>Micrommata</i> sp.	44	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Micrommata</i> sp.	42	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Micrommata</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	38A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>Micrommata</i> sp.	44	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1986
<i>Micrommata</i> sp.	42	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	44	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	42	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	41	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Micrommata</i> sp.	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Neosparassus diana</i> (L. Koch, 1875)	42	X ₁ X ₂	40A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1952
<i>Olios lamarckii</i> (Latreille, 1806)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1985
<i>Olios</i> sp.	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Olios</i> sp.	43	X ₁ X ₂ X ₃	40A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Índia	Mittal, 1961
<i>Parapalystes whiteae</i> (Pocock, 1902)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Índia	Mittal, 1966d
<i>P. whiteae</i> (Pocock, 1902)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1985
<i>Pediana regina</i> (L. Koch, 1875)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>P. regina</i> (L. Koch, 1875)	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988
<i>Pediana</i> sp.	43	X ₁ X ₂ X ₃	40T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Austrália	Rowell, 1988

<i>Polybetes pythagoricus</i> (Holmberg, 1875)		42	X ₁ X ₂	40A+X ₁ X ₂ A	---	Diaz & Saez, 1966
<i>Pseudopoda prompta</i> (O.P.-Cambridge, 1885)	<i>Polybetes pythagoricus</i>	41	X ₁ X ₂ X ₃	---	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Sinopoda forcipata</i> (Karsch, 1881)	<i>Heteropoda prompta</i>	41	X ₁ X ₂ X ₃	38A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Japão	Suzuki, 1952
<i>Spartolenus tigris</i> Simon, 1880	<i>Heteropoda forcipata</i>	41	X ₁ X ₂ X ₃	38A+X ₁ X ₂ X ₃ A	Índia	Bole-Gowda, 1952
<i>Thectocopsis severa</i> (L. Koch, 1875)	---	43	---	---	---	Suzuki, 1950b
<i>T. severa</i> (L. Koch, 1875)	<i>Thectocopsis severa</i>	43	---	43A	Japão	Suzuki, 1952

Thomisidae Sundevall, 1833 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Dionycha)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Bassianiana decorata</i> (Karsch, 1879)	<i>Oxyptila decorata</i>	23	X	22A+XA	Japão	Suzuki, 1952
<i>Coriarachne fulvipes</i> (Karsch, 1879)	---	23	X	22A+XA	Japão	Suzuki, 1952
<i>Diaea socialis</i> Main, 1988	---	24+1-3S	X ₁ X ₂	22T+X ₁ X ₂ T	Austrália	Rowell & Main, 1992
<i>Ebrechtella tricuspidata</i> (Fabricius, 1775)	<i>Misamea tricuspidata</i>	24	X ₁ X ₂	---	---	Suzuki, 1949
<i>E. tricuspidata</i> (Fabricius, 1775)	<i>Misumena tricuspidata</i>	23	X	---	---	Suzuki, 1950a
<i>E. tricuspidata</i> (Fabricius, 1775)	<i>Misumena tricuspidata</i>	23	X	22A+XA	Japão	Suzuki, 1952
<i>E. tricuspidata</i> (Fabricius, 1775)	<i>Misumena tricuspidata</i>	23	X	22A+XA	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Heriatus setiger</i> (O.P.-Cambridge, 1872)	<i>Misumenops tricuspidatum</i>	23	X	22A+XA	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Massaria sreepanchamii</i> (Tikader, 1962)	---	23	X	---	---	Data & Chatterjee, 1983
<i>Massaria menoka</i> (Tikader, 1963)	<i>Pistius sreepanchamii</i>	23	X	---	---	Mittal et al., 1993
<i>Misumena vaia</i> (Clerck, 1757)	<i>Misumena menoka</i>	23	X	22A+XA	Índia	Hackman, 1948
<i>Oxytate striatipes</i> L. Koch, 1878	---	23	X	22A+XA	Finlândia	Suzuki, 1952
<i>Oxyptila maratha</i> Tikader, 1971	<i>Oxytate setosa</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Japão	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Tarrocenus viridis</i> Dyal, 1935	<i>Oxyptila maratha</i>	21	X	---	---	Mittal, 1961
<i>T. viridis</i> Dyal, 1935	<i>Tarrocenus viridis</i>	27	X ₁ X ₂ X ₃	---	---	Mittal, 1966
<i>Thomisus beautifularis</i> Basu, 1965	---	27	X ₁ X ₂ X ₃	24A+X ₁ X ₂ X ₃ A	---	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Thomisus sp.</i>	<i>Thomisus beautifularis</i>	23	X	---	---	Mittal, 1966
<i>Xysticus cristatus</i> (Clerck, 1757)	---	23	X	22A+XA	---	Data & Chatterjee, 1983
<i>Xysticus croceus</i> Fox, 1937	<i>Xysticus viaticus</i>	23	X	22A+XA	---	Bole-Gowda, 1958
<i>Xysticus ephippiatus</i> Simon, 1880	<i>Xysticus sajatai</i>	23	X	---	---	Hackman, 1948
<i>X. ephippiatus</i> Simon, 1880	---	23	X	---	---	Data & Chatterjee, 1983
<i>Xysticus insulicola</i> Bösenberg & Strand, 1906	---	23	X	---	---	Suzuki, 1950a
<i>Xysticus minutus</i> Tikader, 1960	<i>Xysticus minutus</i>	(24)	---	---	---	Suzuki, 1952
<i>X. minutus</i> Tikader, 1960	---	23	X	22A+XA	Japão	Suzuki, 1952
<i>Xysticus roomwali</i> Tikader, 1964	---	23	X	22A+XA	Japão	Suzuki, 1952
<i>Xysticus triguttatus</i> Keyserling, 1880	---	23	X	---	---	Data & Chatterjee, 1983
<i>Xysticus ulmi</i> (Hahn, 1831)	---	24	X ₁ X ₂	---	---	Srivastava & Shukla, 1986
<i>X. ulmi</i> (Hahn, 1831)	---	23	X	22A+XA	---	Srivastava & Shukla, 1986
<i>X. ulmi</i> (Hahn, 1831)	---	23	X	---	---	Painter, 1914
<i>Xysticus sp.</i>	---	23	X	22A+XA	---	Hackman, 1948
	---	23	X	---	---	Sokolov, 1960
	---	23	X	---	---	Sokolov, 1962
	---	23	X	22A+XA	Rússia	Gorlov et al., 1995

Ctenidae Keyserling, 1877 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Lycosoidea, Ctenoidea)

Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
---------	-------------	----	------	-------------------------	-------------	------------

<i>Anahita fauna</i> Karsch, 1879		----	29	$X_1X_2X_3$	26T+ $X_1X_2X_3$ T	Taiwan	Chen, 1999
Miturgidae Simon, 1885 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Lycosoidea, Ctenoidea)							
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência	
<i>Cheiracanthium himalayense</i> Gravely, 1931	<i>Cheiracanthium himalayense</i>	26	X_1X_2	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983	
<i>Cheiracanthium insigne</i> O.P.-Cambridge, 1874	----	26	X_1X_2	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983	
<i>Cheiracanthium japonicum</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Chiracanthium japonicum</i>	26	X_1X_2	24A+ X_1X_2 A	Japão	Suzuki, 1952	
<i>Cheiracanthium kompircicola</i> Dönitz & Strand, 1906	<i>Chiracanthium kompircicola</i>	26	X_1X_2	24A+ X_1X_2 A	Japão	Suzuki, 1952	
<i>Cheiracanthium melanostomum</i> (Thorell, 1895)	<i>Cheiracanthium melanostoma</i>	43	$X_1X_2X_3$	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983	
<i>C. melanostomum</i> (Thorell, 1895)	<i>Cheiracanthium melanostoma</i>	26	X_1X_2	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a	
<i>C. melanostomum</i> (Thorell, 1895)	<i>Cheiracanthium melanostoma</i>	26	X_1X_2	----	Índia	Sharma & Parida, 1987	
<i>Cheiracanthium murinum</i> (Thorell, 1895)	<i>Cheiracanthium murina</i>	23	$X_1X_2X_3$	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983	
<i>Cheiracanthium saraswati</i> Tikader, 1962	<i>Chiracanthium saraswati</i>	43	$X_1X_2X_3$	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986	
<i>Cheiracanthium unicum</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Chiracanthium unicum</i>	26	X_1X_2	24A+ X_1X_2 A	Japão	Suzuki, 1952	
<i>Cheiracanthium</i> sp.	<i>Chiracanthium</i> sp.	26	X_1X_2	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986	
<i>Prochora lycosiformis</i> (O.P.-Cambridge, 1872)	----	24	X_1X_2	22A+ X_1X_2 A	Israel	Gorlova et al., 1997	
<i>Strotarchus vittatus</i> Dyal, 1935	----	22	X_1X_2	----	Índia	Mittal, 1960	
<i>S. vittatus</i> Dyal, 1935	----	22	X_1X_2	10M+10A+ X_1X_2 A	Índia	Mittal, 1966c	
Zoridae F.O.P.-Cambridge, 1893 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Lycosoidea, Ctenoidea)							
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência	
<i>Zora spinimana</i> (Sundevall, 1833)	----	24	X_1X_2	----	----	Král, 1995a	
Psechridae Simon, 1890 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Lycosoidea, verdadeiras licozoideas)							
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência	
<i>Psechrus sinensis</i> Berland & Berland, 1914	----	24	X_1X_2	22T+ X_1X_2 T	Taiwan	Chen, 1999	
Oxyopidae Thorell, 1870 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Lycosoidea, verdadeiras licozoideas)							
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência	
<i>Nishina generosa</i> Komatsu (nomen nudum)	----	21	X	20A+XA	Japão	Suzuki, 1952	
<i>Oxyopes hindostanicus</i> Pocock, 1901	----	21	X	20A+XA	Índia	Bole-Gowda, 1950	
<i>O. hindostanicus</i> Pocock, 1901	----	21	X	----	Índia	Mittal, 1961	
<i>O. hindostanicus</i> Pocock, 1901	----	21	X	20A+XA	Índia	Mittal, 1970b	
<i>Oxyopes javanus</i> Thorell, 1887	----	23	X	22H+XH	Filipinas	Barrion et al., 1989	
<i>Oxyopes lepidus</i> (Blackwall, 1864)	<i>Oxyopes similaris</i>	21	X	20A+XA	Índia	Bole-Gowda, 1958	
<i>Oxyopes macilentus</i> L. Koch, 1878	----	21	X	20T+XT	Taiwan	Chen, 1999	
<i>O. macilentus</i> L. Koch, 1878	----	23	X	22T+XT	Taiwan	Chen, 1999	
<i>Oxyopes pandae</i> Tikader, 1969	----	21	X	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986	
<i>Oxyopes ramosus</i> (Martini & Goetze, 1778)	----	21	X	20A+XM	Finlândia	Hackman, 1948	
<i>Oxyopes ranae</i> Tikader, 1970	----	21	X	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983	
<i>O. ranae</i> Tikader, 1970	----	21	X	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a	
<i>O. ranae</i> Tikader, 1970	----	21	X	----	Índia	Sharma & Parida, 1987	

<i>O. ranae</i> Tikader, 1970	----	21	X	20T+XT	Índia	Data & Chatterjee, 1989
<i>Oxyopes rufisternus</i> Pocock, 1901	<i>Oxyopes rufisternus</i>	21	X	----	Índia	Mittal, 1961
<i>O. rufisternus</i> Pocock, 1901	<i>Oxyopes rufisternus</i>	21	X	20A+XA	Índia	Mittal, 1970b
<i>Oxyopes ryvesi</i> Pocock, 1901	<i>Oxyopes ryvesi</i>	21	X	----	Índia	Sharma et al., 1960
<i>Oxyopes sallicus</i> Hentz, 1845	----	22	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914
<i>Oxyopes scalaris</i> Hentz, 1845	----	21	----	----	EUA	Tugnon et al., 1990
<i>Oxyopes sertatus</i> L. Koch, 1877	----	21	X	----	----	Suzuki, 1950a
<i>O. sertatus</i> L. Koch, 1877	----	21	X	20A+XA	Japão	Suzuki, 1952
<i>O. sertatus</i> L. Koch, 1877	----	21	X	20A+XA	----	Igarashi & Kondo, 1977
<i>Oxyopes shweta</i> Tikader, 1970	----	21	X	20T+XT	Taiwan	Chen, 1999
<i>O. shweta</i> Tikader, 1970	----	21	X	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Oxyopes sushilae</i> Tikader, 1965	<i>Oxyopes shweta</i>	21	X	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Oxyopes</i> sp.	----	21	X	----	Índia	Sharma et al., 1960
<i>Oxyopes</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>Oxyopes</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1970b
<i>Oxyopes</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Oxyopes</i> sp.	----	21	X	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Oxyopes</i> sp.	----	21	X	----	Índia	Bole-Gowda, 1950
<i>Peucetia viridana</i> (Stoliczka, 1869)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>P. viridana</i> (Stoliczka, 1869)	<i>Peucetia viridana</i>	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>P. viridana</i> (Stoliczka, 1869)	<i>Peucetia viridana</i>	28	X ₁ X ₂	----	Índia	
Lycosidae Sundevall, 1833 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Lycosoidea, verdadeiras licoideas)						
			SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Allocosa georgicola</i> (Walckenaer, 1837)	<i>Citada como</i>	2n				
<i>Allocosa georgicola</i> (Walckenaer, 1837)	<i>Lycosa georgicola</i>	28	X ₁ X ₂	24T+2A+X ₁ X ₂ T	EUA	Wise, 1983
<i>Alopecosa aculeata</i> (Clerck, 1757)	<i>Tarentula puberulenta</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>A. aculeata</i> (Clerck, 1757)	<i>Tarentula aculeata</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Alopecosa albofasciata</i> (Brullé, 1832)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Anomalomma harishi</i> (Dyal, 1935)	----	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>A. harishi</i> (Dyal, 1935)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1963
<i>Anomalomma</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma et al., 1958
<i>Arctosa alpigena</i> (Doleschall, 1852)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma et al., 1958
<i>Arctosa leopardus</i> (Sundevall, 1833)	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Arctosa mutani</i> (Dyal, 1935)	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Arctosa mutani</i> (Dyal, 1935)	<i>Pardosa mutani</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma et al., 1958
<i>Arctosa</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1960
<i>Arctosa</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1963
<i>Crocodylosa leucostigma</i> (Simon, 1885)	<i>Lycosa leucostigma</i>	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Eviippa praelongipes</i> (O.P.-Cambridge, 1870)	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma et al., 1958
<i>E. praelongipes</i> (O.P.-Cambridge, 1870)	----	26	X ₁ X ₂	23A+1M+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>Gladicosa pulchra</i> (Keyserling, 1877)	<i>Lycosa insopita</i>	26+2S	X ₁ X ₂	----	EUA	Montgomery, 1905
<i>Hippasa agelenoides</i> (Simon, 1884)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958

<i>H. agelenoides</i> (Simon, 1884)	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	India	Sharma et al., 1958
<i>Hippasa holmerae</i> Thorell, 1895	26	---	---	---	Bagayong et al., 1999
<i>Hippasa madhuae</i> Tikader & Malhotra, 1980	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	India	Parida et al., 1986
<i>Hippasa olivacea</i> (Thorell, 1887)	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	India	Parida & Sharma, 1987b
<i>H. olivacea</i> (Thorell, 1887)	28	X ₁ X ₂	---	India	Parida & Sharma, 1987a
<i>Hippasa pisaurina</i> Pocock, 1900	28	X ₁ X ₂	---	India	Sharma & Parida, 1987
<i>H. pisaurina</i> Pocock, 1900	26	X ₁ X ₂	---	India	Mittal, 1960
<i>Hippasa</i> sp.	28	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	India	Mittal, 1963
<i>Hippasa</i> sp.	22	X ₁ X ₂	---	India	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Hogna helluo</i> (Walekenaer, 1837)	28	X ₁ X ₂	---	India	Parida & Sharma, 1987a
<i>Hogna himalayensis</i> (Gravely, 1924)	28	X ₁ X ₂	---	India	Sharma & Parida, 1987
<i>Hygrolycosa rubrofasciata</i> (Ohlert, 1865)	20	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	EUA	Wise & Taylor, 1995
<i>Lycosa barnesi</i> Gravely, 1924	27	X	18A+X ₁ X ₂ A	Russia	Mittal, 1963
<i>Lycosa bisirriata</i> Gravely, 1924	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	India	Gorlov et al., 1995
<i>Lycosa carnichaeli</i> Gravely, 1924	28	X ₁ X ₂	---	India	Srivastava & Shukla, 1986
<i>L. carnichaeli</i> Gravely, 1924	22	X ₁ X ₂	---	India	Bole-Gowda, 1958
<i>Lycosa chaperi</i> Simon, 1885	28	X ₁ X ₂	---	India	Mittal, 1961
<i>Lycosa coelestis</i> L. Koch, 1878	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	India	Mittal, 1963
<i>Lycosa erythrognatha</i> Lucas, 1836	22	X ₁ X ₂	---	India	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Lycosa madani</i> Pocock, 1901	24	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	India	Mittal, 1963
<i>Lycosa nigrotibialis</i> Simon, 1884	28	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>L. nigrotibialis</i> Simon, 1884	28	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	---	Diaz & Saez, 1966
<i>L. nigrotibialis</i> Simon, 1884	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	India	Mittal, 1963
<i>Lycosa nordenskjöldi</i> Tuillgren, 1905	19	X	18A+XA	---	Diaz & Saez, 1966
<i>Lycosa phipsoni</i> Pocock, 1899	---	X ₁ X ₂	---	India	Mittal, 1961
<i>Lycosa praegrandidis</i> C.L. Koch, 1836	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Israel	Gorlova et al., 1997
<i>L. thorelli</i> (Keyserling, 1877)	22	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Uruguay	Brum-Zorrilla & Postiglioni, 1980
<i>L. thorelli</i> (Keyserling, 1877)	22	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Uruguay	Postiglioni & Brum-Zorrilla, 1981
<i>Lycosa</i> sp.	20-24?	---	---	Francia	Carnoy, 1885
<i>Lycosa</i> sp.	---	X	---	---	Chickering & Hard, 1935
<i>Lycosa</i> sp.	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Lycosa</i> sp.	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	India	Bole-Gowda, 1958
<i>Lycosa</i> sp.	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	India	Sharma et al., 1958
<i>Lycosa</i> sp.	28	X ₁ X ₂	---	---	Sokolov, 1960
<i>Lycosa</i> sp.	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	India	Mittal, 1963
<i>Lycosa</i> sp. (grupo <i>malitiosa</i>)	22	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Uruguay	Brum-Zorrilla & Postiglioni, 1980
<i>Lycosa</i> sp. (grupo <i>thorelli</i>)	23	X	22T+XM	Uruguay	Postiglioni & Brum-Zorrilla, 1981
	23	X ₁ X ₂ X ₃	20T+X ₁ X ₂ X ₃ T	Uruguay	Postiglioni & Brum-Zorrilla, 1981

<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Uruguai	Postiglioni & Brum-Zorrilla, 1981
<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Índia	Parida & Sharma, 1987b
<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Lycosa</i> sp.	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Margonia himalayensis</i> (Gravely, 1924)	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Mital, 1961
<i>M. himalayensis</i> (Gravely, 1924)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mital, 1963
<i>Ocyale kumari</i> Dyal, 1935	----	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma et al., 1958
<i>Pardosa agrestis</i> (Westring, 1861)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Pardosa agricola</i> (Thorell, 1856)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Pardosa amentata</i> (Clerck, 1757)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>P. amentata</i> (Clerck, 1757)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>P. amentata</i> (Clerck, 1757)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Pardosa astrigera</i> L. Koch, 1878	----	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>P. astrigera</i> L. Koch, 1878	----	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>P. astrigera</i> L. Koch, 1878	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>P. astrigera</i> L. Koch, 1878	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>P. astrigera</i> L. Koch, 1878	----	X ₁ X ₂	----	Japão	Matsumoto, 1977
<i>P. astrigera</i> L. Koch, 1878	----	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	Japão	Kageyama et al., 1978
<i>P. astrigera</i> L. Koch, 1878	----	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	China	Zhenling et al., 1996
<i>Pardosa basiri</i> (Dyal, 1935)	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Mital, 1960
<i>P. basiri</i> (Dyal, 1935)	----	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mital, 1963
<i>Pardosa birmanica</i> Simon, 1884	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>P. birmanica</i> Simon, 1884	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>P. birmanica</i> Simon, 1884	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>P. birmanica</i> Simon, 1884	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Parida & Sharma, 1987b
<i>P. birmanica</i> Simon, 1884	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>P. birmanica</i> Simon, 1884	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>P. birmanica</i> Simon, 1884	----	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1989
<i>Pardosa fletcheri</i> (Gravely, 1924)	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Pardosa lahorensis</i> Dyal, 1935	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma et al., 1958
<i>Pardosa laura</i> Karsch, 1879	----	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	Japão	Kageyama et al., 1978
<i>Pardosa leucopalpis</i> Gravely, 1924	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>P. leucopalpis</i> Gravely, 1924	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mital, 1963
<i>P. leucopalpis</i> Gravely, 1924	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Pardosa lugubris</i> (Walckenaer, 1802)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Pardosa oakleyi</i> Gravely, 1924	----	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Pardosa palustris</i> (Linnaeus, 1758)	----	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948

<i>P. palustris</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Lycosa tarsalis</i>	28	X ₁ X ₂	24A+2M+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>P. palustris</i> (Linnaeus, 1758)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Pardosa plumipes</i> (Thorell, 1875)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Pardosa pseudoannulata</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Lycosa pseudoannulata</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>P. pseudoannulata</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Lycosa annandalei</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>P. pseudoannulata</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Lycosa pseudoannulata</i>	28	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	Japão	Kageyama et al., 1978
<i>P. pseudoannulata</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	<i>Lycosa annandalei</i>	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Pardosa sumatrana</i> (Thorell, 1890)	<i>Lycosa sumatrana</i>	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma, 1961
<i>P. sumatrana</i> (Thorell, 1890)	<i>Lycosa sumatrana</i>	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Pardosa</i> sp.	----	----	X	----	----	Chickering & Hard, 1935
<i>Pardosa</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	Índia	Sharma & Gupta, 1956
<i>Pardosa</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Bole-Gowda, 1958
<i>Pardosa</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1960
<i>Pardosa</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1963
<i>Pirata latitans</i> (Blackwall, 1841)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1963
<i>Pirata piraticus</i> (Clerck, 1757)	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Pirata piratoides</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	----	26	X ₁ X ₂	24T+X ₁ X ₂ T	----	Yu et al., 1998a
<i>Pirata procurvus</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	----	26	X ₁ X ₂	24T+X ₁ X ₂ T	----	Zhenling et al., 1997a
<i>Pirata subpiraticus</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	----	26	X ₁ X ₂	24T+X ₁ X ₂ T	Japão	Kageyama et al., 1978
<i>P. subpiraticus</i> (Bösenberg & Strand, 1906)	----	26	X ₁ X ₂	24T+X ₁ X ₂ T	Japão	Kageyama et al., 1978
<i>Pirata uliginosus</i> (Thorell, 1856)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	----	Yu et al., 1998b
<i>Pirata</i> sp.	----	26	X ₁ X ₂	----	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Rabidosa rabida</i> (Walckenaer, 1837)	<i>Lycosa rabida</i>	28	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	----	Sokolov, 1960
<i>R. rabida</i> (Walckenaer, 1837)	<i>Lycosa rabida</i>	28	X ₁ X ₂	----	EUA	Wise, 1983
<i>R. rabida</i> (Walckenaer, 1837)	<i>Lycosa rabida</i>	28	X ₁ X ₂	----	EUA	Tugnon et al., 1990
<i>Schizocosa bilineata</i> (Emerton, 1885)	----	28	X ₁ X ₂	26T+X ₁ X ₂ T	EUA	Wise & Taylor, 1995
<i>Schizocosa communis</i> (Emerton, 1885)	<i>Lycosa communis</i>	----	X	----	----	Chickering & Hard, 1935
<i>Schizocosa crassipes</i> (Walckenaer, 1837)	----	22	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914
<i>Schizocosa malitiosa</i> (Tullgren, 1905)	<i>Lycosa malitiosa</i>	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Hard, 1939
<i>S. malitiosa</i> (Tullgren, 1905)	<i>Lycosa malitiosa</i>	22	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Uruguai	Brum-Zorrilla & Cuzenave, 1974
<i>Schizocosa ocreata</i> (Hentz, 1844)	<i>Lycosa malitiosa</i>	22	X ₁ X ₂	----	Uruguai	Benavente & Wettstein, 1977
<i>Schizocosa rovnerti</i> Uetz & Donndale, 1979	----	22	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Uruguai	Brum-Zorrilla & Postiglioni, 1980
<i>Schizocosa stridulans</i> Stratton, 1984	<i>Lycosa malitiosa</i>	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Stratton, 1997
<i>Schizocosa</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Stratton, 1997
<i>Schizocosa</i> sp.	----	22	X ₁ X ₂	----	EUA	Stratton, 1997
<i>Trochosa punctipes</i> (Gravely, 1924)	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1960
<i>Trochosa ruficola</i> (De Geer, 1778)	<i>Lycosa punctipes</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1963
<i>Trochosa spinipalpis</i> (F.O.P.-Cambridge, 1895)	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Índia	Sharma, 1961
<i>T. spinipalpis</i> (F.O.P.-Cambridge, 1895)	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
	----	26	X ₁ X ₂	24A-T+X ₁ X ₂ A-T	Finlândia	Hackman, 1948
	----	26	X ₁ X ₂	----	----	Zhenling et al., 1997b

Nome da espécie	Referência	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Venonia</i> sp.	Mittal, 1961	26	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>Venonia</i> sp.	Mittal, 1961	26	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>Venonia</i> sp.	Mittal, 1963	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1963
<i>Wadicosa quadrifera</i> (Gravely, 1924)	Srivastava & Shukla, 1986	27	X	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Xerolycosa miniata</i> (C.L. Koch, 1834)	Hackman, 1948	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>X. miniata</i> (C.L. Koch, 1834)	Gorlov et al., 1995	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
<i>Xerolycosa nemoralis</i> (Westring, 1861)	Hackman, 1948	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>X. nemoralis</i> (Westring, 1861)	Gorlov et al., 1995	22	X ₁ X ₂	20A+X ₁ X ₂ A	Rússia	Gorlov et al., 1995
Pisauridae Simon, 1890 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae, Lycosoidea, verdadeiras licoideoas)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Dolomedes fimbriatus</i> (Clerck, 1757)	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>D. fimbriatus</i> (Clerck, 1757)	----	26	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1960
<i>D. fimbriatus</i> (Clerck, 1757)	----	26	X ₁ X ₂	----	----	Sokolov, 1962
<i>Dolomedes saganus</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Dolomedes pallitarsus</i>	28	X ₁ X ₂	----	----	Suzuki, 1950a
<i>D. saganus</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>D. saganus</i> Bösenberg & Strand, 1906	<i>Dolomedes pallitarsis</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Dolomedes scriptus</i> Hentz, 1845	<i>Dolomedes fontanus</i>	26	X ₁ X ₂	----	----	Painter, 1914
<i>Dolomedes sulfureus</i> L. Koch, 1877	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>D. sulfureus</i> L. Koch, 1877	<i>Dolomedes angustivirgatus</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Dolomedes</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Mittal, 1961
<i>Dolomedes</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1982
<i>Pisaura lama</i> Bösenberg & Strand, 1906	----	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Japão	Suzuki, 1954
<i>Pisaura mirabilis</i> (Clerck, 1757)	<i>Pisaura listeri</i>	28	X ₁ X ₂	26A+X ₁ X ₂ A	Finlândia	Hackman, 1948
<i>Pisaura</i> sp.	----	29	X ₁ X ₂ X ₃	----	Índia	Srivastava & Shukla, 1986
<i>Pisaura</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Parida & Sharma, 1987a
<i>Pisaura</i> sp.	----	28	X ₁ X ₂	----	Índia	Sharma & Parida, 1987
<i>Thalassius phlipsomi</i> F.O.P.-Cambridge, 1898	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Índia	Mittal, 1963
Zodariidae Thorell, 1881 (Opisthothelae, Araneomorphae, Entelegynae)						
Espécie	Citada como	2n	SCDS	Morfologia cromossômica	Procedência	Referência
<i>Stornea indica</i> Tikader & Patel, 1975	<i>Stornea indica</i>	22	X ₁ X ₂	----	Índia	Datta & Chatterjee, 1983
<i>S. indica</i> Tikader & Patel, 1975	<i>Stornea indica</i>	22	X ₁ X ₂	20T+X ₁ X ₂ T	Índia	Datta & Chatterjee, 1989
<i>Zodarium cyrenaticum</i> Denis, 1935	----	26	X ₁ X ₂	24A+X ₁ X ₂ A	Israel	Pekár et al., 2005a
<i>Zodarium germanicum</i> (C.L. Koch, 1837)	----	29	X	28A+XA	Eslováquia	Pekár & Král, 2001
<i>Zodarium haematum</i> Wiehle, 1964	----	21	X	20A+XA	Áustria	Pekár et al., 2005b
<i>Zodarium italicum</i> (Canestrini, 1868)	----	21	X	20A+XA	República Tcheca	Pekár et al., 2005b
<i>Zodarium lutipes</i> (O.P.-Cambridge, 1872)	----	25	X	24A+XA	Israel	Pekár et al., 2005a
<i>Zodarium nitidum</i> (Audouin, 1826)	----	25	X	24A+XA	Israel	Pekár et al., 2005a
<i>Zodarium rubidum</i> Simon, 1914	----	24	X ₁ X ₂	22A+X ₁ X ₂ A	Eslováquia	Pekár & Král, 2001

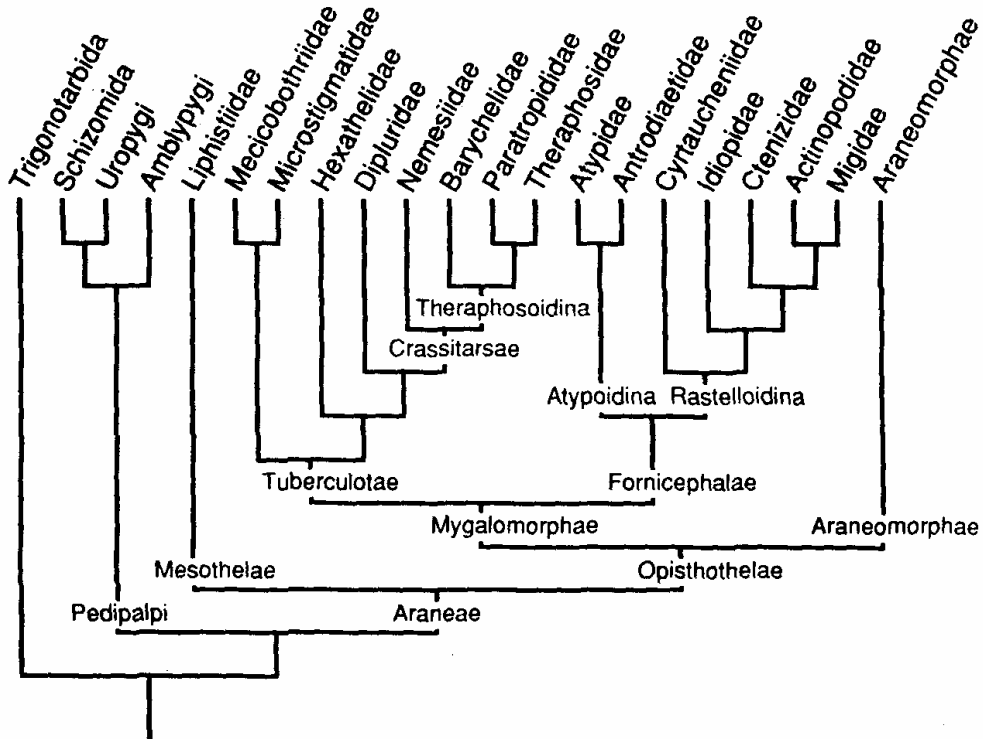


Figura 1 – Filogenia proposta por Coddington & Levi (1991) para Araneae, mostrando as relações entre as famílias de Mygalomorphae.

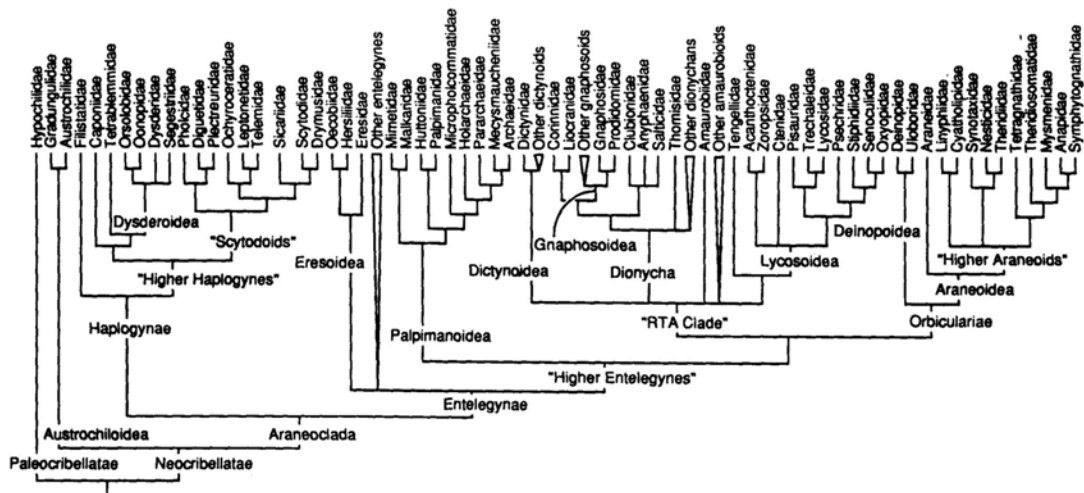


Figura 2 – Relações filogenéticas na subordem Araneomorphae, de acordo com Coddington & Levi (1991) e Platnick et al. (1991).

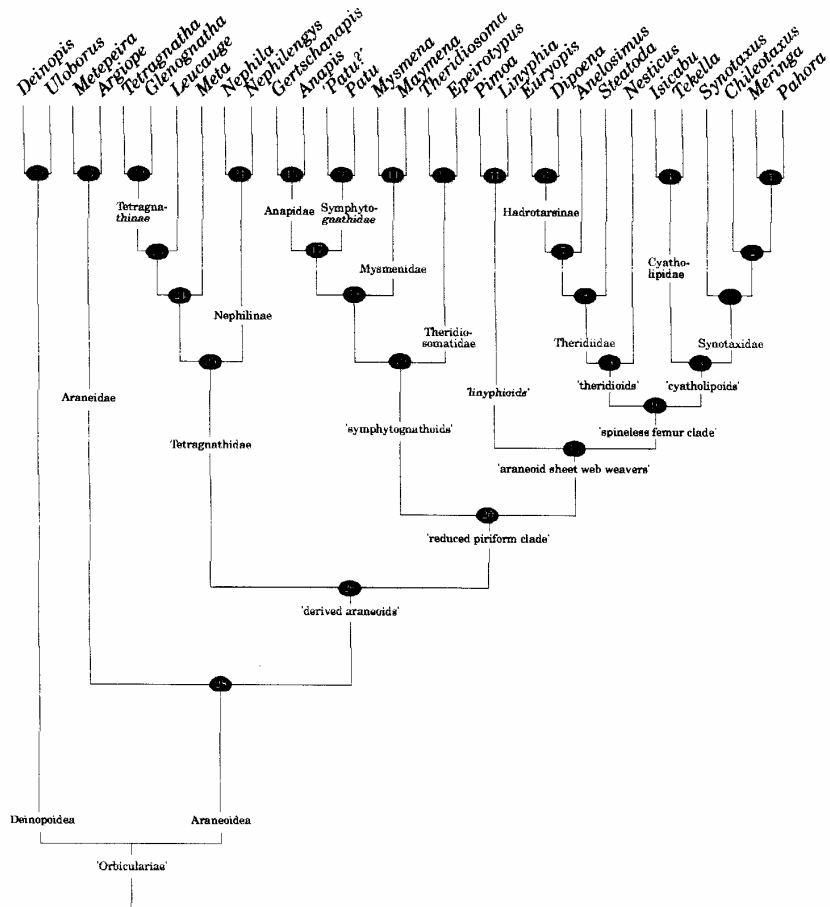


Figura 3 – Arvore filogenética para Orbiculariae, de acordo com Griswold et al. (1998).

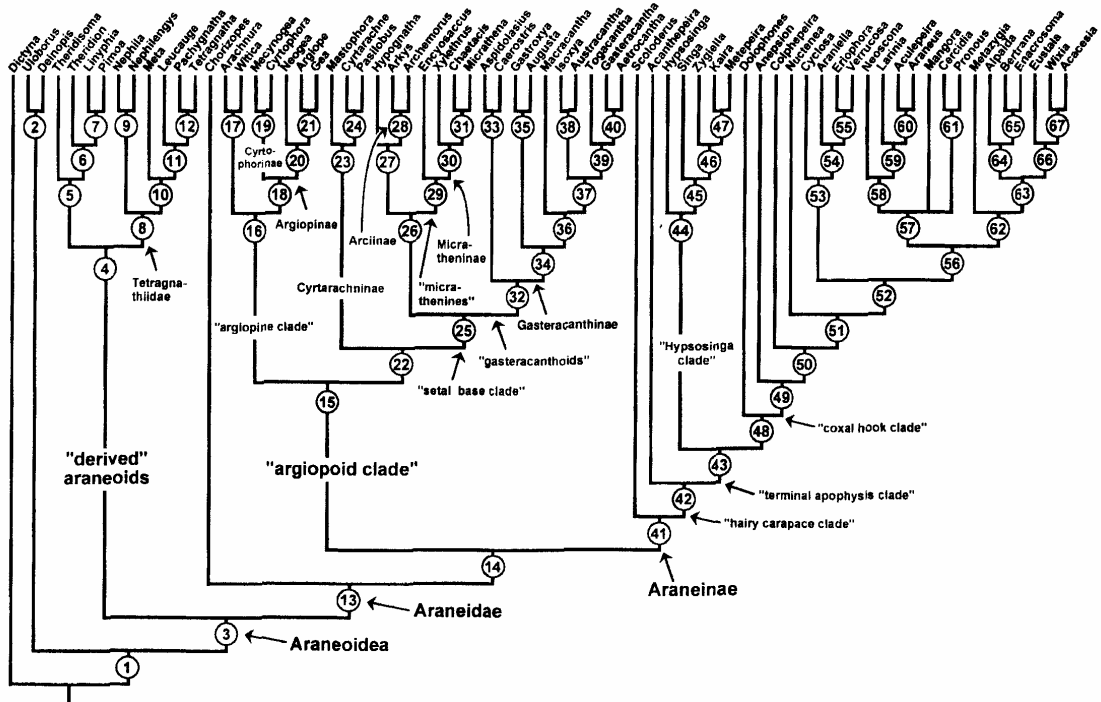


Figura 4 – Filogenia proposta por Scharff & Coddington (1997) para Orbiculariae, com detalhes sobre as relações na família Araneidae.

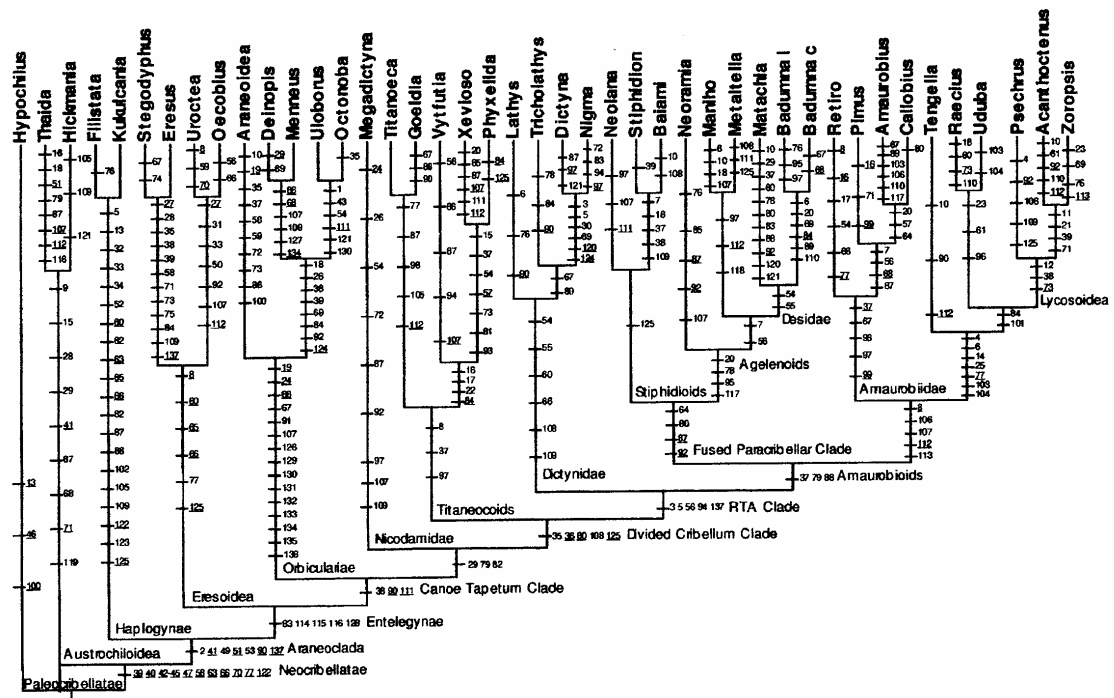


Figura 5 – Hipótese cladística proposta por Griswold et al. (1999) para Entelegynae.

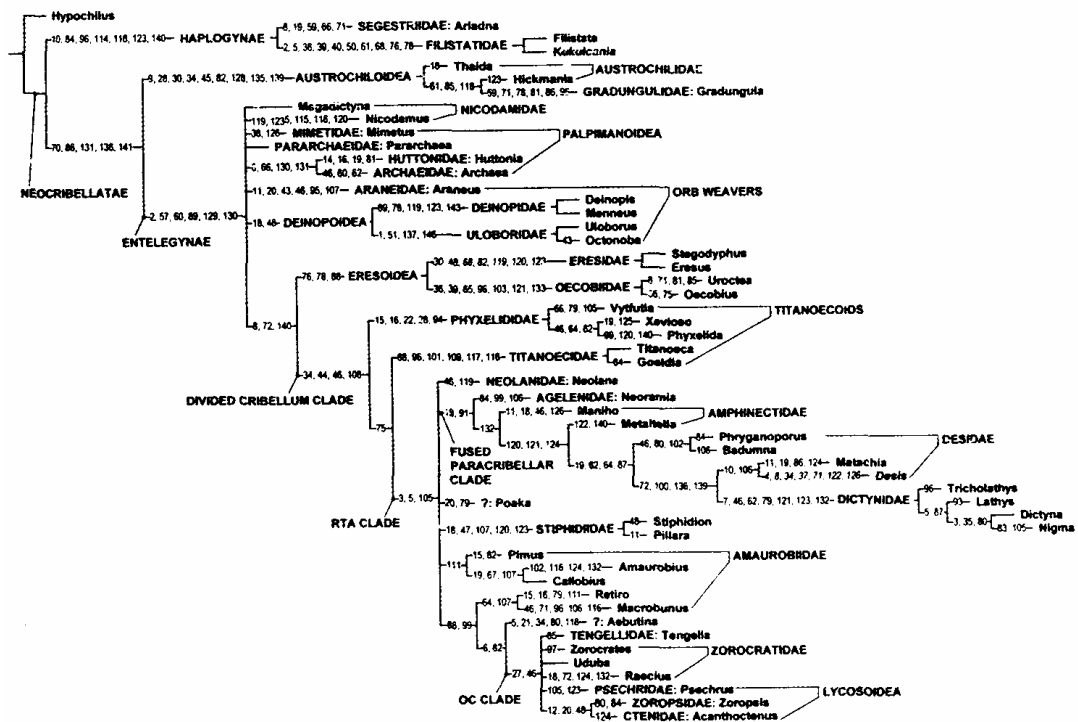


Figura 6 – Relações filogenéticas para as aranhas enteleginas propostas por Griswold et al. (2005).

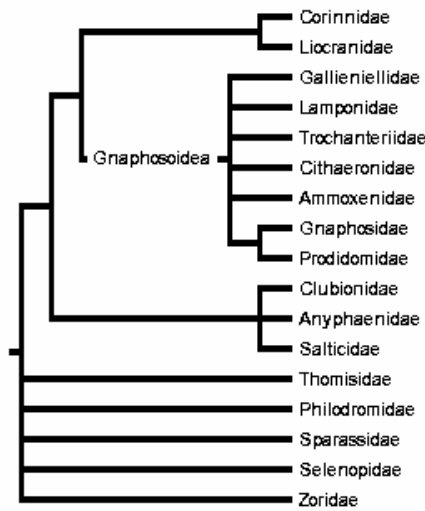


Figura 7 – Detalhe da filogenia proposta para Dionycha segundo Coddington & Levi (1991), extraído do site Tree of Life (<http://tolweb.org/Dionycha/2692>).

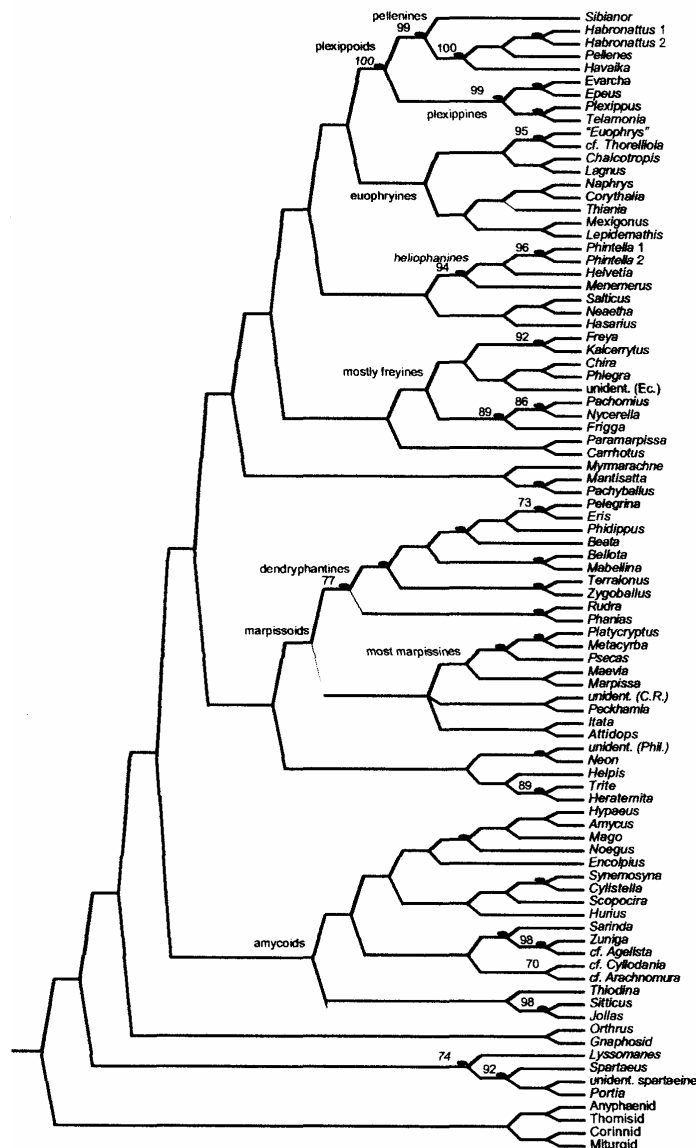


Figura 8 – Filogenia elaborada por Maddison & Hedin (2003) para a família Salticidae.

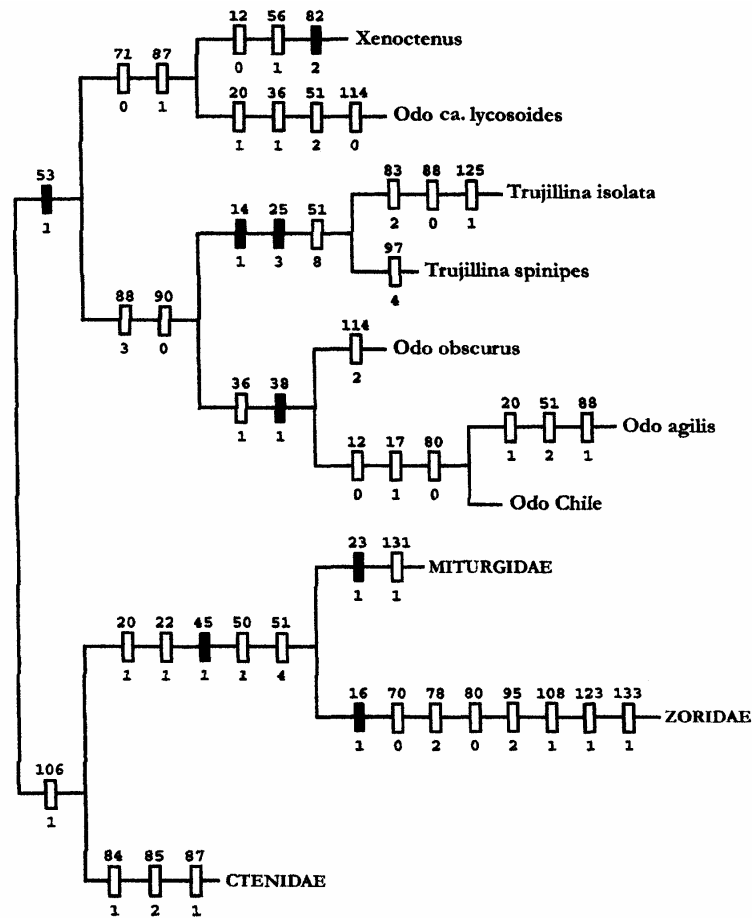


Figura 9 – Proposta de relações cladísticas para o grupo das ctenoideas segundo o trabalho de Silva-Dávila (2003).

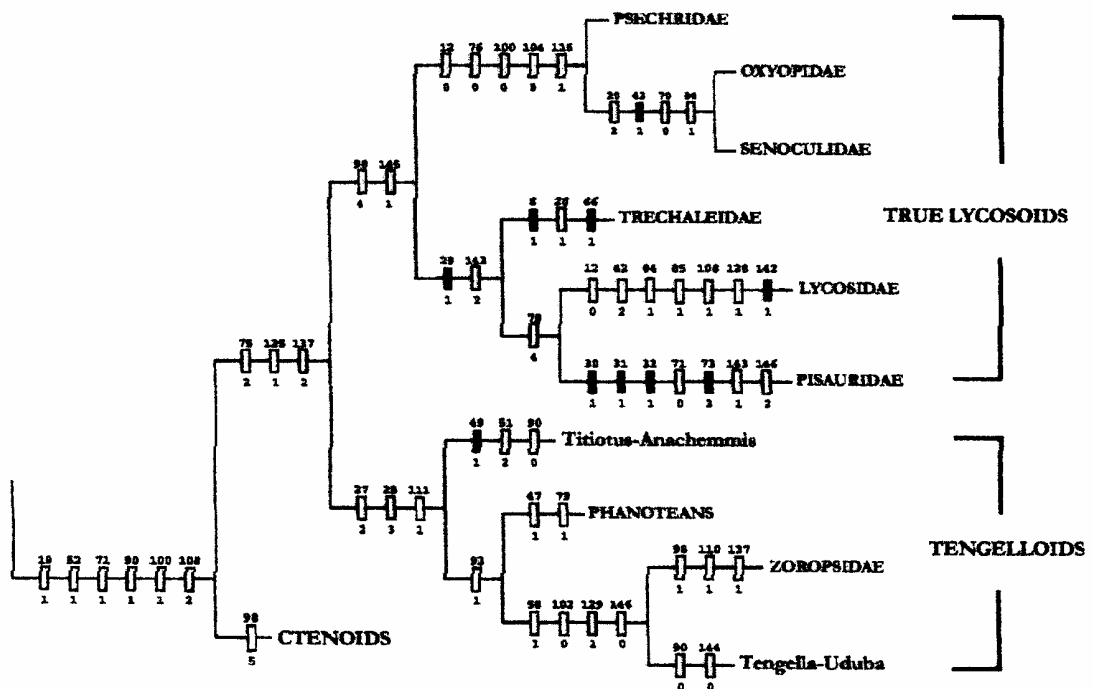


Figura 10 – Árvore filogenética proposta por Silva-Dávila (2003), mostrando as relações entre verdadeiras licoideas, tengeloides e ctenoideas.

III. OBJETIVO

O presente estudo tem como objetivo discutir algumas estratégias relacionadas com a evolução cromossômica em algumas famílias de aranhas haploginas, através do confronto dos dados citogenéticos obtidos com aqueles descritos a partir de análises filogenéticas baseadas em caracteres morfológicos e moleculares, apresentados para o grupo por diversos pesquisadores. Para realizar tal análise, pretende-se:

- a) caracterizar os cariótipos das espécies, quanto ao número diplóide e morfologia cromossômica, através do emprego da técnica de coloração convencional;
- b) definir os tipos de sistema cromossômico de determinação sexual, através das análises de células somáticas e meióticas;
- c) estabelecer o padrão de distribuição das bandas C;
- d) definir a composição de algumas regiões heterocromáticas através da utilização de fluorocromos base-específicos;
- e) determinar os cromossomos portadores de regiões organizadoras de nucléolos ativas com a técnica de impregnação pelo íon prata (Ag-RONs);
- f) utilizar, quando possível, a técnica de hibridização *in situ* fluorescente (FISH) para localizar as regiões correspondentes ao rDNA nos cromossomos;
- g) comparar os cariótipos obtidos com aqueles de espécies relacionadas, descritas na literatura.

IV. MATERIAL E MÉTODOS

IV.1. Material

Foram utilizadas gônadas provenientes de machos e fêmeas de aranhas, tanto no estágio adulto quanto imaturo, bem como embriões, quando disponíveis, de 13 espécies pertencentes às famílias Pholcidae, Scytodidae e Sicariidae (Tabela 2). Os exemplares estudados foram depositados na coleção do Laboratório de Artrópodes Peçonhentos do Instituto Butantan, São Paulo, SP, Brasil, sob a curadoria do Dr. Antonio Domingos Brescovit, o qual realizou a identificação das espécies.

Tabela 1 – Espécies de aranhas haploginas, com seus respectivos números de exemplares machos (♂), fêmeas (♀) e embriões analisados no presente trabalho, bem como locais de coleta.

Família	Espécie	♂	♀	Embriões	Procedência
Pholcidae	<i>Mesabolivar luteus</i>	3	1	0	Ubatuba (23°43'S/45°07'O), São Paulo
	<i>Micropholcus fauroti</i>	5	0	0	Rio Claro (22°24'41"S/52°25'20"O), São Paulo; Ubatuba (23°43'S/45°07'O), São Paulo
Scytodidae	<i>Scytodes fusca</i>	2	3	11	Rio Claro (22°24'41"S/52°25'20"O), São Paulo; Viçosa (20°45'S 42°52'O), Minas Gerais
	<i>Scytodes globula</i>	1	0	0	Serra do Japi (23°11'S/46°53'O), Jundiá, São Paulo
	<i>Scytodes itapevi</i>	4	0	1	Boracéia (22°11'S/48°46'O), São Paulo
	<i>Loxosceles amazonica</i>	4	3	0	Porto Nacional (10°42'29"S/48°25'02"O), Tocantins; São Raimundo Nonato (9°00'55"S/42°41'58"O), Piauí
Sicariidae	<i>Loxosceles gaucho</i>	9	1	0	São Roque (23°31'45"S/47°08'07"O), São Paulo; Rio Claro (22°24'41"S/52°25'20"O), São Paulo
	<i>Loxosceles hirsuta</i>	3	1	0	São Bernardo do Campo (23°41'38"S/46°33'54"O), São Paulo
	<i>Loxosceles intermedia</i>	6	0	0	Telêmaco Borba (24°19'26"S/50°36'56"O), Paraná; Curitiba (25°25'40"S/49°16'23"O), Paraná; São Bento do Sul (26°15'01"S/49°22'43"O), Santa Catarina
	<i>Loxosceles laeta</i>	6	0	0	São Paulo (23°32'51"S/46°38'10"O), São Paulo
	<i>Loxosceles puortoi</i>	2	1	0	Caverna do Tatu, Palmas (10°12'46"S/48°21'37"O), Tocantins; Miracema do Tocantins (9°34'02"S/48°23'30"O), Tocantins
	<i>Loxosceles similis</i>	1	1	0	Bataguassu (21°42'51"S/52°25'20"O), Mato Grosso do Sul
	<i>Sicarius tropicus</i>	3	5	0	Vale do Catimbu, Buique (8°35'34"S/37°14'47"O), Pernambuco

IV.2. Métodos

IV.2.1. Obtenção das Preparações Citológicas

As preparações de gônadas foram feitas de acordo com a técnica descrita a seguir:

- 1- Remover a gônada em solução fisiológica para insetos (7,5g de NaCl, 2,38g de Na_2HPO_4 , 2,72g de KH_2PO_4 , em 1 litro de água destilada).
- 2- Colocar o material em solução de colchicina a 0,16%, preparada com solução fisiológica para insetos, durante 2 horas, para que ocorra o acúmulo de metáfases.
- 3- Adicionar um volume de água de torneira igual ao de colchicina, para atuar como solução hipotônica, deixando agir durante 15 minutos.
- 4- Fixar em Carnoy I (metanol-ácido acético, na proporção de 3:1), durante 60 minutos.
- 5- Colocar porções do material em uma lâmina de vidro, juntamente com uma gota de solução de ácido acético a 60% e, em seguida, com o auxílio de um pequeno bastão de metal, macerá-las até formar uma suspensão celular.
- 6- Gotejar mais algumas gotas de ácido acético a 60% e espalhar o material sobre a lâmina.
- 7- Secar a lâmina em uma placa de metal, à temperatura de 35 a 40° C.

Os embriões foram processados segundo a metodologia apresentada abaixo:

- 1- Remover o embrião do ovo, imerso em solução fisiológica para insetos (7,5g de NaCl, 2,38g de Na_2HPO_4 , 2,72g de KH_2PO_4 , em 1 litro de água destilada) dentro de uma placa de vidro escavada.
- 2- Retirar o máximo possível do vitelo com o auxílio de alfinete entomológico número 0000 para evitar a ocorrência de impurezas na lâmina, procurando não danificar o embrião.
- 3- Transferir o embrião, utilizando pinças finas ou pipeta Pasteur, para outra escavação da placa contendo solução de colchicina a 0,05% (diluída em solução fisiológica para insetos) e deixar por 2 horas, no intuito que obter um maior número de células em metáfase.
- 4- Adicionar um volume de água de torneira igual ao de colchicina, para atuar como solução hipotônica, deixando agir durante 15 minutos.
- 5- Fixar em Carnoy I (metanol-ácido acético, na proporção de 3:1), durante 60 minutos.
- 6- Transferir o embrião para uma lâmina de vidro, juntamente com uma gota de solução de ácido acético a 60% e, em seguida, com o auxílio de um pequeno bastão de metal, macerá-lo até formar uma suspensão celular.
- 7- Gotejar mais algumas gotas de ácido acético a 60% e espalhar o material sobre a lâmina.
- 8- Secar a lâmina em uma placa de metal, à temperatura de 35 a 40° C.

IV.2.2. Coloração Convencional (Giemsa)

Após a obtenção da preparação cromossômica, deixá-la a temperatura ambiente por pelo menos um dia; corar com solução de Giemsa 3%, contendo 47mL de água destilada, 1,5mL de Giemsa (Merck), e 1,5mL de tampão fosfato pH 6.8, durante 10 minutos, a temperatura ambiente. Lavar rapidamente cada lâmina em água de torneira e secar ao ar.

IV.2.3. Técnica de obtenção de bandas C

A técnica utilizada foi a de Sumner (1972), com algumas modificações:

1- Tratar as preparações cromossômicas com solução de hidróxido de bário octahidratado a 5%, durante 3 segundos, à temperatura de 30°C. 2- Lavar as lâminas, duas vezes, em solução de ácido clorídrico (0.1N), à temperatura ambiente. 3- Lavar as lâminas várias vezes em água destilada e secar ao ar. 4- Lavar as lâminas em tampão 2XSSC (pH 7,3), à temperatura ambiente. 5- Incubar as lâminas em tampão 2XSSC (pH 7,3), por 30 minutos, à temperatura de 60°C. 6- Lavar as lâminas várias vezes com água destilada e secar ao ar. 7- Submeter as lâminas à coloração com solução de Giemsa 3%, durante 5 minutos, a temperatura ambiente.

IV.2.4. Técnica de marcação com fluorocromos base-específicos (CMA₃/DA/DAPI)

A técnica utilizada, com algumas modificações, foi a de Schweizer (1980).

1- Colocar sobre a lâmina 200µl de cromomicina A₃ (CMA₃) e cobrir com uma lamínula (a solução de CMA₃ já deve estar preparada e estabilizada). 2- Deixar a lâmina em temperatura ambiente, em câmara úmida, no escuro, por 1 hora. 3- Remover a lamínula com um jato forte de água de torneira. 4- Incubar as lâminas em uma cubeta envolta por papel alumínio com tampão McIlvine, por 5 minutos e secar um pouco. 5- Colocar sobre a lâmina 200µl de distamicina (DA) e cobrir com lamínula. 6- Deixar a lâmina a temperatura ambiente, em câmara úmida, no escuro, por 15 minutos. 7- Remover a lamínula com um jato forte de água de torneira. 8- Incubar as lâminas em uma cubeta envolta por papel alumínio com tampão McIlvine, por 5 minutos e secar um

pouco (não usar a mesma cubeta que foi utilizada no item 4, ou, caso for utilizar, lavar bem a cubeta e colocar tampão McIlvine novo). 9- Colocar sobre a lâmina 200µl de 4',6-diamidino-2-fenilindol (DAPI) e cobrir com lamínula. 10- Deixar a lâmina em temperatura ambiente, em câmara úmida, no escuro, por 20 minutos. 11- Remover a lamínula com um jato forte de água de torneira. 12- Incubar as lâminas em uma cubeta envolta por papel alumínio com tampão McIlvine, por 5 minutos e secar um pouco (não usar a mesma cubeta que foi utilizada no item 4 ou 8, ou, caso for utilizar, lavar bem a cubeta e colocar tampão McIlvine novo). 13- Retirar o excesso de tampão da lâmina e montar em glicerol com cloreto de magnésio. 14- Pressionar levemente a lâmina em papel filtro para retirar o excesso de glicerol. 15- Guardar a lâmina no escuro até analisar.

IV.2.5. Técnica de impregnação das regiões organizadoras de nucléolo pelo nitrato de prata (Ag-NOR)

A metodologia utilizada foi a de Howell & Black (1980), com algumas modificações, de acordo com o descrito a seguir:

- 1- Colocar sobre a lâmina uma gota de solução coloidal reveladora (1 g de gelatina Merck ou comercial dissolvida em 50 ml de água destilada + 0,5 ml de ácido fórmico) e duas gotas de solução de nitrato de prata a 50%.
- 2- Cobrir com lamínula ou com um tecido de nylon e incubar em câmara úmida, durante 4 minutos, à temperatura de 67°C.
- 3- Lavar em água destilada e secar ao ar.

IV.2.6. Hibridização in situ fluorescente (FISH)

- 1- Pipetar 200µL de RNase sobre a lâmina, cobrir com lamínula e incubar por 1 hora em câmara úmida a 37°C.
- 2- Lavar as lâminas em 3 banhos de 2xSSC por 5 minutos cada.
- 3- Desidratar as preparações em álcool 70%, 90% e 100%, durante 3 minutos cada, e secar as lâminas a temperatura ambiente.
- 4- Denaturar a mistura de hibridização por 10 minutos a 70°C e resfriar em gelo por 5 minutos.
- 5- Adicionar 40µL da mistura de hibridização sobre a lâmina e cobrir com lamínula.
- 6- Colocar as lâminas em câmara úmida a 90°C por 10 minutos.
- 7- Deixar em hibridização na câmara úmida a

37°C overnight. 8- Retirar as lamínulas em 2xSSC a temperatura ambiente. 9- Lavar as lâminas em dois banhos de formamida 20% em 0,1xSSC por 5 minutos cada a temperatura ambiente. 10- Lavar as lâminas 3 vezes em 2xSSC por 3 minutos cada, a temperatura ambiente. 11- Colocar as lâminas em 4xSSC/Tween por 5 minutos. 12- Pipetar 200µL de BSA sobre a lâmina, cobrir com lamínula e incubar por 5 minutos. 13- Remover a lamínula e retirar o BSA, adicionar 30µL de avidina conjugada com FITC, cobrir com lamínula e incubar em câmara úmida por 1 hora a 37°C. 14- Lavar as lâminas em 4xSSC/Tween por 3 vezes, durante 8 minutos cada, em temperatura ambiente. 15- Adicionar 200µL de BSA sobre a lâmina, cobrir com lamínula e incubar por 5 minutos. 16- Retirar a lamínula e o BSA e adicionar 30µL de anti-avidina biotinizada, cobrir com lamínula e incubar em câmara úmida por 1 hora a 37°C. 17- Lavar as lâminas em 4xSSC/Tween por 3 vezes, durante 8 minutos cada, a 37°C. 18- Repetir os passos 12 e 13. 19- Lavar as lâminas em 4xSSC/Tween por 3 vezes, durante 8 minutos cada, a 37°C. 20- Pipetar 100µL de iodeto de propídio ($2,5 \mu\text{g}/\text{mL}^{-1}$) sobre a lâmina, cobrir com lamínula e incubar por 10 minutos. 21- Lavar a lâmina em 4xSSC/Tween para retirar a lamínula e o iodeto de propídio. 22- Pipetar 50µL de solução de antifading sobre a lâmina, cobrir com lamínula e retirar o excesso com papel filtro.

IV.2.7. Colorações Associadas

1- Seguir o procedimento para a obtenção de coloração convencional (Giemsa). Depois da análise e registro fotográfico das células, lavar a lâmina várias vezes em xilol e secar ao ar. 2- Submeter à lâmina à técnica de obtenção de bandas C ou à técnica de impregnação pelo íon prata.

IV.2.8. Análises Cromossômicas

Foram analisadas aproximadamente 30 células para cada exemplar. Os cromossomos foram contados e quando possível identificados. As melhores células mitóticas e meióticas, em coloração convencional, bandas C e impregnação pelo nitrato de prata, foram fotografadas em um fotomicroscópio óptico Zeiss, com objetiva 100 de imersão, optovar 1.25 e filtro verde. O filme empregado foi "Imagelink HQ Microfilm"

(Kodak), revelado em Dektol (ou D72) diluído em água, na proporção 1:4, respectivamente, durante 5 minutos, à temperatura de 18°C. As cópias fotográficas foram feitas em papel Kodabrome Print RC F-3 (Kodak) e reveladas em Dektol (ou D72) diluído em água, na proporção de 1:2, respectivamente. As células submetidas à técnica de fluorocromos base-específicos e FISH foram fotografadas em um fotomicroscópio de fluorescência Leica DMLB, com objetiva 100 de imersão. Os filmes utilizados foram “TMax” e “Proimage” (Kodak), ASA 100, respectivamente.

A montagem dos cariótipos foi feita de acordo com o tamanho e morfologia dos cromossomos. Quanto ao tamanho, os cromossomos foram dispostos em ordem decrescente e aos pares. Os pares foram numerados e os cromossomos homólogos tentativamente emparelhados para facilidade de apresentação e comparação. Quanto a morfologia, a caracterização dos cromossomos foi feita de acordo com a proposta de Levan et al. (1964).

IV.2.9. Obtenção e análise do complexo sinaptonêmico

A metodologia utilizada baseia-se naquela descrita por Loidl & Jones (1986), conforme descrito a seguir:

1- Dissecar e retirar os testículos e, em um pedaço de Parafilm, macerá-los em solução fisiológica para insetos com o auxílio de uma lâmina de barbear. 2- Pipetar três a quatro gotas de lipsol (0,5%) em uma lâmina, previamente revestida com uma película plástica (passar a lâmina em uma solução contendo 100mL de clorofórmio P.A. e 0,7g de plástico “Falcon”), adicionar uma gota do macerado testicular e esperar entre 20 e 40 segundos. 3- Colocar 7 a 8 gotas de solução contendo paraformaldeído a 4% e sacarose 0,1M. 4- Deixar a lâmina secar durante aproximadamente 24 horas, passá-la rapidamente em água destilada e secar ao ar.

As lâminas contendo os microestendidos celulares foram impregnadas pelo nitrato de prata, segundo o item III.2.5., com substituição da lamínula por um tecido de nylon (Nybold 3XXX-300 ou 68GC-243). A película plástica contendo os microestendidos foi colocada sobre uma telinha de cobre (50 mesh), a qual foi analisada em um microscópio eletrônico de transmissão Philips EM100. O filme empregado para o registro fotográfico foi o Kodak 5302 e as ampliações fotográficas foram feitas em papel Kodabrome Print RC-F3 (Kodak) e reveladas em D72, diluído em água, na proporção 1:2.

V. RESULTADOS

Os resultados obtidos encontram-se apresentados em três artigos, conforme exposto a seguir:

Artigo I – publicado no periódico *Journal of Arachnology* (ISSN 0161-8202) (USA), volume 33, pag. 591-596, 2005.

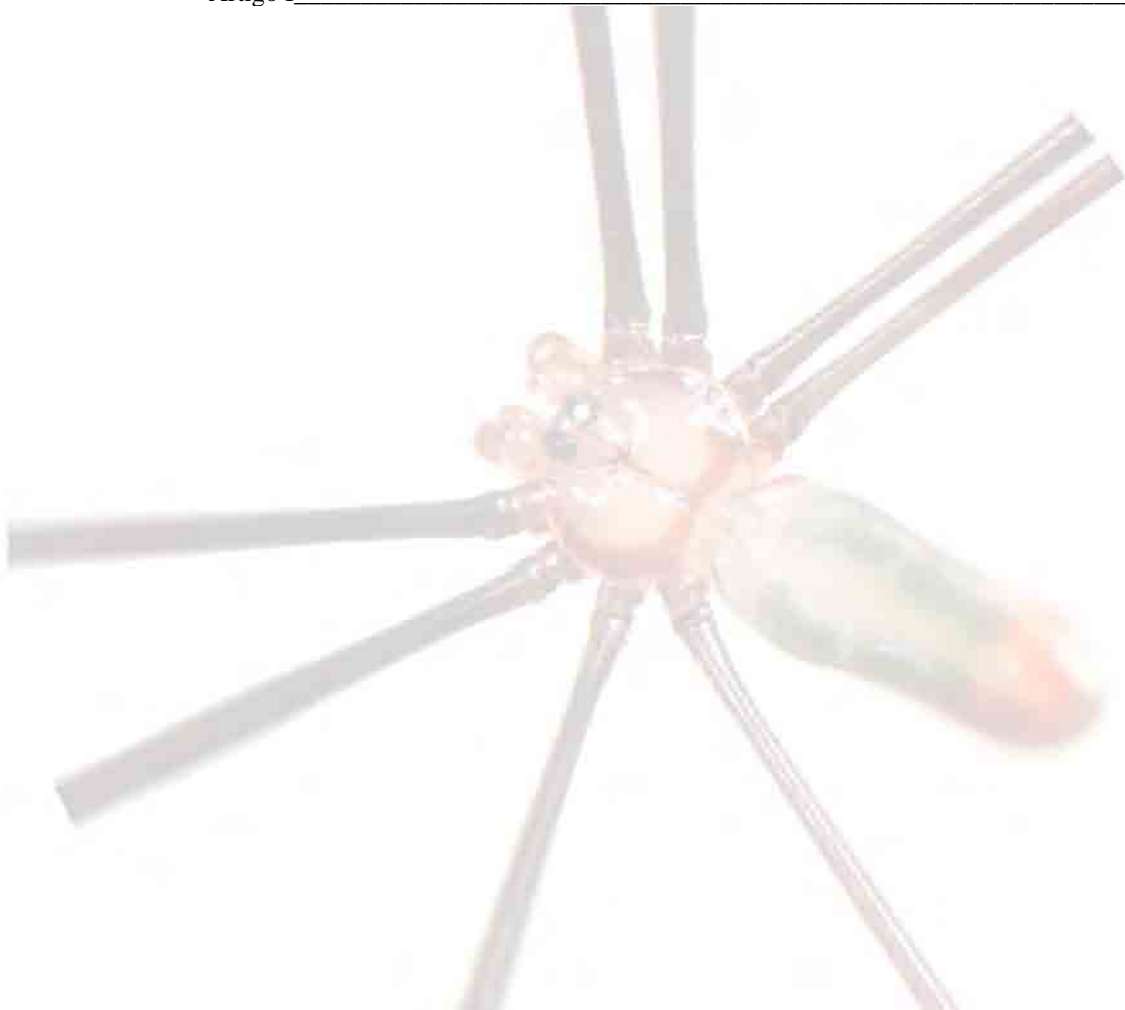
Chromosomal data of two pholcids (Araneae, Haplogynae): a new diploid number and the first cytogenetical record for the New World Clade.

Artigo II – a ser enviado para publicação no periódico *Chromosome Research* (ISSN 0967-3849) (The Netherlands).

The chromosomes of the poison spider genera *Sicarius* Walckenaer, 1847 and *Loxosceles* Heineken & Lowe, 1832 (Araneae, Haplogynae, Sicariidae) from Brazil: X_1X_2Y sex determination chromosome system as a shared character.

Artigo III – a ser enviado para publicação no periódico *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research* (ISSN 0947-5745) (Germany).

Extreme chromosome number variability in *Scytodes* Latreille, 1804 species (Araneae, Haplogynae, Scytodidae)



Mesabolivar sp.



Micropholcus sp.

ARAUJO ET AL.--CHROMOSOMAL DATA OF TWO PHOLCIDS

Chromosomal data of two pholcids (Araneae, Haplogynae): a new diploid number and the first cytogenetical record for the New World Clade

Douglas de Araujo¹, Antonio Domingos Brescovit², Cristina Anne Rheims^{2,3} and Doralice Maria Cella¹

¹ Universidade Estadual Paulista - UNESP, Instituto de Biociências, Departamento de Biologia, Av. 24-A, 1515, CEP.: 13506-900, Bela Vista, Rio Claro, SP, Brazil. E-mails: daraujo@rc.unesp.br; dmcella@rc.unesp.br

² Instituto Butantan, Laboratório de Artrópodes Peçonhentos, Av. Vital Brasil, 1500, CEP.: 05530-900, São Paulo, SP, Brazil. E-mails: adbresc@terra.com.br; cris.rheims@butantan.gov.br

³ Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, SP, Brazil.

Resumo

Os espécimens de *Mesabolivar luteus* (Keyserling, 1891) e *Micropholcus fauroti* (Simon, 1887) foram coletados em Ubatuba e Rio Claro, ambas no estado de São Paulo, Brasil. *Mesabolivar luteus* mostrou $2n(\♂) = 15 = 14 + X$ e $2n(\♀) = 16 = 14 + XX$ em metáfases mitóticas e $7II+X$ em células diplotênicas testiculares. Durante a prófase I tardia, todos bivalentes apresentaram configuração em anel, evidenciando dois quiasmas por bivalente. Nesta espécie, algumas células diplotênicas apareceram em pares, talvez devido a características específicas das pontes intercelulares. As metáfases II mostraram $n=7$ ou $n=8=7+X$ cromossomos. *Micropholcus fauroti* evidenciou $2n(\♂) = 17 = 16 + X$ em metáfases espermatogoniais e $8II+X$ em células diplotênicas testiculares, com apenas um quiasma por bivalente, contrastando com *M. luteus*. Em ambas espécies, todos cromossomos eram metacêntricos. O cromossomo sexual X foi o maior elemento do complemento e apareceu como um univalente durante a meiose I. Estes são os primeiros dados citogenéticos para os gêneros *Mesabolivar* e *Micropholcus*. Adicionalmente, *M. luteus* é a primeira espécie do clado do Novo Mundo analisada cromossomicamente e o número diplóide observado em *M. fauroti* não havia ainda sido descrito em Pholcidae.

Palavras-chave: meiose, morfologia cromossômica, aranha, par diplotênico

Abstract

Mesabolivar luteus (Keyserling 1891) and *Micropholcus fauroti* (Simon 1887) specimens were collected in Ubatuba and Rio Claro, both in the state of São Paulo, Brazil. *Mesabolivar luteus* showed $2n(\♂) = 15 = 14 + X$ and $2n(\♀) = 16 = 14 + XX$ in mitotic metaphases and $7II + X$ in diplotenic cells. During late prophase I, all bivalents presented a ring shape, evidencing two chiasmata per bivalent. In this species, some diplotenic cells appear in pairs, maybe due to specific characteristics of the intercellular bridges. The metaphases II showed $n = 7$ or $n = 8 = 7 + X$ chromosomes. *Micropholcus fauroti* evidenced $2n(\♂) = 17 = 16 + X$ in spermatogonial metaphases and $8II+X$ in diplotenic cells, with only one chiasma per bivalent, contrasting with *M. luteus*. In both species, all chromosomes were metacentrics. The X sexual chromosome was the largest element and appeared as a univalent during meiosis I. These are the first cytogenetical data for the genera *Mesabolivar* and *Micropholcus*. Additionally, *M. luteus* is the first chromosomally analyzed species of the New World clade and the observed diploid number for *M. fauroti* had not yet been recorded in Pholcidae.

Keywords: Meiosis, chromosomal morphology, spider, diplotene pair

Introduction

Pholcids are small to medium sized spiders, with total length ranging from 1--15mm, usually six or eight eyes, and legs several times longer than the body length. Specimens are found in low and high elevations, forests and deserts, leaf litter and tree canopies. There are several synanthropic species with cosmopolitan distribution. These characteristics taken together make the family Pholcidae Koch 1851 the most diverse among the haplogyne group, comprising 75 extant genera and 866 extant species (Huber 2000, 2005).

According to the cladogram proposed as a working hypothesis by Huber (2000) for the New World pholcids, the family is strongly supported as a monophyletic group and is divided into four clades: "ninetines", "pholcines" (*Metagonia* Simon 1893 + *Pholcus* group sensu Huber, 1995), "holocnemines" (*Holocnemus* group sensu Timm, 1976 + *Artema* Walckenaer 1837 + *Physocyclus* Simon 1893 + *Priscula* Simon 1893) and "New World clade". The latter includes most genera and is the only one that is exclusive for the New World. However, Huber (2000) himself pointed to "ninetines" and "holocnemines" as questionable monophyletic groups.

Despite the high number of Pholcidae species, only nine species (1%) of five genera were chromosomally analyzed, i.e., "pholcines": *Pholcus crypticolens* Bösenberg & Strand 1906, $2n(\♂) = 24 = 22 + X_1X_2$ (Suzuki 1954); *Pholcus manuei* Gertsch 1937 (under *Pholcus affinis* Schenkel 1953), $2n(\♂) = 25 = 24 + X$ (Wang et al. 1997); *Pholcus phalangioides* (Fuesslin 1775), $2n(\♂) = 24 = 22 + X_1X_2$ (Rodríguez-Gil et al. 2000) and *Spermophora senoculata* (Dugès 1836) (under *Spermophora meridionalis* Hentz 1841, misspelled as *Spermaphora meridionalis*), $2n(\♂) = ? = ? + X_1X_2$ (Painter 1914), and "holocnemines": *Artema atlanta* Walckenaer 1837 (misspelled as *Artema atlenta*), $2n(\♂) = 32 = 30 + X_1X_2$ (Parida & Sharma 1987; Sharma & Parida 1987); *Crossopriza lyoni* (Blackwall 1867), $2n(\♂) = 27 = 26 + X$ (Bole-Gowda 1958), $2n(\♂) = 25 = 24 + X$ (Srivastava & Shukla 1986), $2n(\♂) = 24 = 22 + X_1X_2$ (Sharma et al. 1959) and $2n(\♂) = 23 = 22 + X$ (Parida & Sharma 1987; Sharma & Parida 1987); *Physocyclus californicus* Chamberlin & Gertsch 1929, $2n(\♂) = 15 = 14 + X$ (Cokendolpher 1989); *Physocyclus enaulus* Crosby 1926, $2n(\♂) = 15 = 14 + X$ (Cokendolpher 1989) and *Physocyclus* sp., $2n(\♂) = 15 = 14 + X$ (Cokendolpher & Brown 1985; Cokendolpher

1989). In the species whose chromosomal morphology was determined, all chromosomes are metacentric, with the exception of the X₁ and X₂ chromosomes of *C. lyoni* described by Sharma et al. (1959) and *P. crypticolens*, which are acrocentric. There are no cytogenetical data on "ninetines" and "New World clade".

The genus *Mesabolivar* González-Sponga 1998, included in the New World clade by Huber (2000), includes 34 species from which 24 occur in Brazil (Huber, 2005). This genus arises as a sister group of *Coryssocnemis* Simon 1893; however, this position is not yet clearly established. The genus *Mesabolivar* was divided into four "operational" groups, based on morphological characters: a "northern group with spines on male metatarsi" (5 species), a "northern group without spines on male metatarsi" (6 species), a "southern/eastern group" (15 species) probably not monophyletic, and a "miscellaneous group" (7 species), certainly polyphyletic, that will probably be partly transferred to other genera/group (Huber 2000).

Mesabolivar luteus (Keyserling 1891) is a species belonging to the "miscellaneous group", probably related to *Mesabolivar levii* Huber 2000, and is distributed in the states of Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná and Rio Grande do Sul, in Brazil. The genus *Micropholcus* Deeleman-Reinhold & Prinsen 1987 (pholcine) includes only two species, of which only the Pantropical species *Micropholcus fauroti* (Simon 1887) occurs in Brazil by introduction and lives as a synanthropic species (Huber 2000).

The use of chromosomal data in phylogenetic analysis is relatively new, and the criteria to codify these data are controversial (Modi 1987; Borowik 1995). Additionally, the cytogenetic analysis have some difficulties when compared with other kind of analysis: the specimens must be kept alive until the slide preparations, some of them do not have cell division at the moment of analysis, and some techniques are expensive. Nevertheless, chromosomal data have a potential usefulness for phylogenetic inference, because they are heritable, homologue states can be identified, and the characters are independent (Borowik 1995). Basically, a chromosomal phylogeny can be constructed based on the minimum number of rearrangements required or the maximum number of shared segments (Rokas & Holland 2000). Despite the chromosomal data were never been used for cladistic analysis in spider, some attempts were applied in minor groups of animals, such as mammals, using characters obtained by conventional (Nagamachi et al. 1999; Garcia et al. 2000) or molecular cytogenetic techniques (Oliveira et al. 2002).

The aim of this study is to chromosomally characterize the species *M. luteus* and *M. fauroti*, analyzing standard stained mitotic and meiotic cells, in order to begin an effort to establish karyotype relationships among Pholcidae species.

Material and methods

Three males and one female of *M. luteus* were collected at Maranduba beach, Ubatuba (23°43'S 45°07'W), and five males of *M. fauroti* were collected in buildings in Rio Claro and Ubatuba (22°41'S 47°56'W and 23°43'S 45°07'W), both in the state of São Paulo, southeastern Brazil. The specimens are deposited in the collection of the Laboratório de Artrópodes Peçonhentos, Instituto Butantan, São Paulo (IBSP, A.D. Brescovit) under the numbers IBSP42785 (*Mesabolivar luteus*), 42782, 42783, 42784, 47504 and 47505 (*Micropholcus fauroti*).

Gonads were dissected in Ringer for insects, transferred to colchicine solution (0.16% in Ringer for insects) and left for 2 hrs.; a volume of hypotonic solution (tap water) equal to that of the colchicine solution was added and after 15 minutes the material was placed in Carnoy I fixative solution for 60 min., after which it was macerated in 60% acetic acid on the surface of the slide. The slide was dried on a metal heating plate (35--40 °C) and stained with a 3% Giemsa solution for 13--15 min. The cells were photographed under a Zeiss microscope and the chromosome morphology classification was determined according to Levan et al. (1964). The number of analyzed chromosomal spreads was 65 for *M. luteus* and 40 for *M. fauroti*. In these spreads, the chromosome number was determined and no intraspecific variation was detected.

Results

Mesabolivar luteus

The mitotic metaphases showed $2n = 15 = 14 + X$ in males (Fig. 1) and $2n = 16 = 14 + XX$ in females (Fig. 2). In the spermatogonial metaphases, the X chromosome is always easily identified as the largest element (Fig. 1). The chromosomal morphology is not clear in the mitotic metaphases due to the low degree of chromosome condensation. Diplotene cells showed $7II + X$ (Fig. 3). All bivalents present a ring shape, evidencing the occurrence of two terminal chiasmata per bivalent, and the X chromosome

constitutes an univalent during all meiosis I (Fig. 3). Some diplotene cells appeared in pairs (Fig. 4). Metaphases II showed $n = 8 = 7 + X$ (Fig. 5) or $n = 7$ (Fig. 6) chromosomes. The X chromosome cannot be recognized in the $n = 8$ cells due to the irregular chromosome appearance. Despite the low staining contrast, the chromosomal morphology of this species was determined as metacentric.

Micropholcus fauroti

The spermatogonial metaphases showed $2n = 17 = 16 + X$ (Fig. 7). The largest chromosome of complement is X, which is easily identified in all analyzed metaphases (Fig. 7). Despite the low staining contrast and the low morphology resolution, the chromosomes seem to be biarmed (Fig. 7). Diplotene cells possessed $8\text{II} + X$ (Fig. 8) and each bivalent shows only one chiasma, terminal or interstitial (Fig. 8). The X chromosome appears as a univalent during meiosis I (Fig. 8).

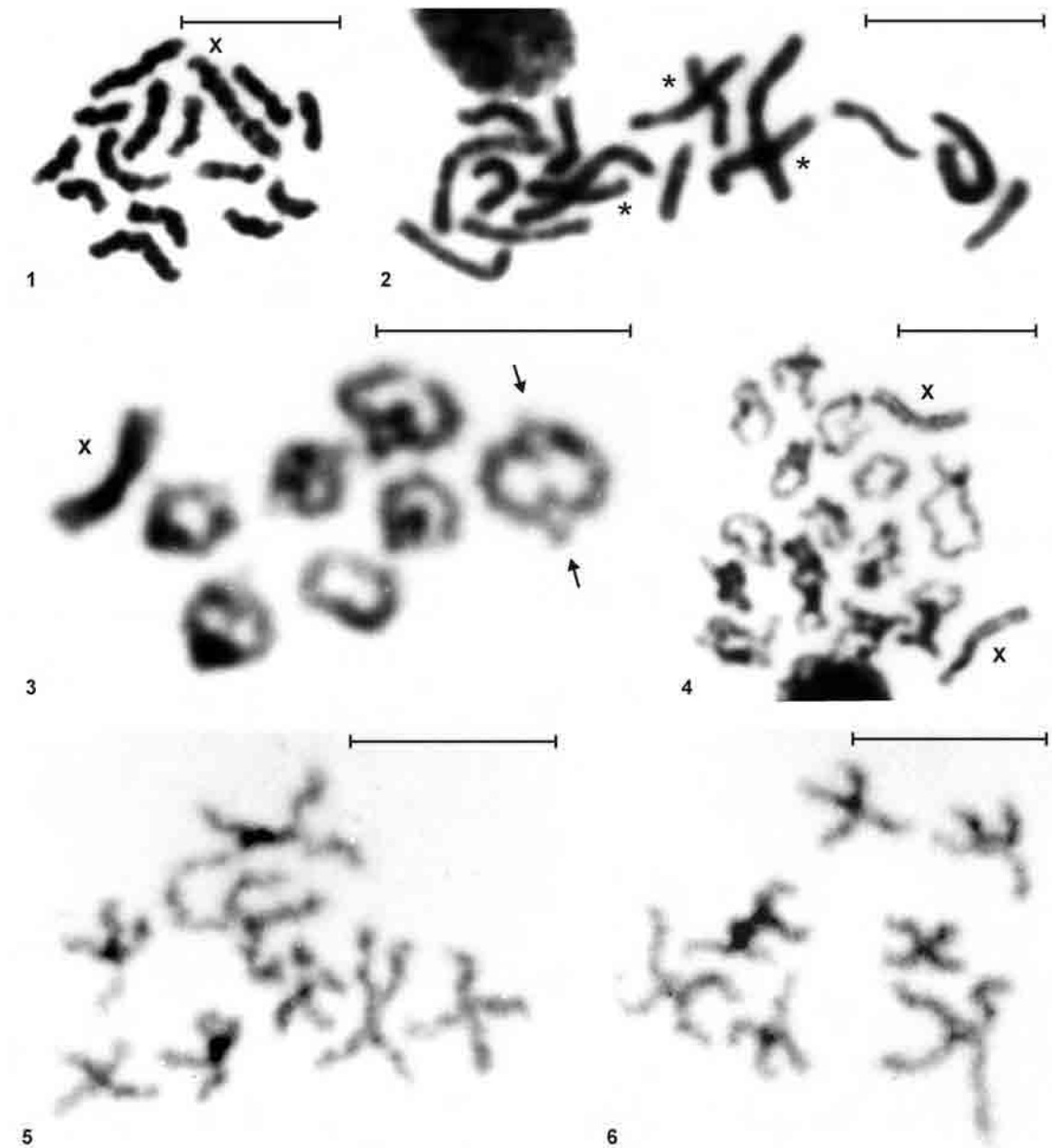


Fig. 1-6. *Mesabolivar luteus* cells. 1. Spermatogonial metaphase, with $2n = 15 = 14 + X$. 2. Oogonial metaphase, with $2n = 16 = 14 + XX$. 3. Diplotene, with $7II + X$. Arrows indicate the chiasma location. 4. Diplotene nuclei, constituting a pair of cells. 5. Metaphase II, with $n = 8 = 7 + X$. The X could not be identified in this spread. 6. Metaphase II, with $n = 7$. Scale = 10 μ m.

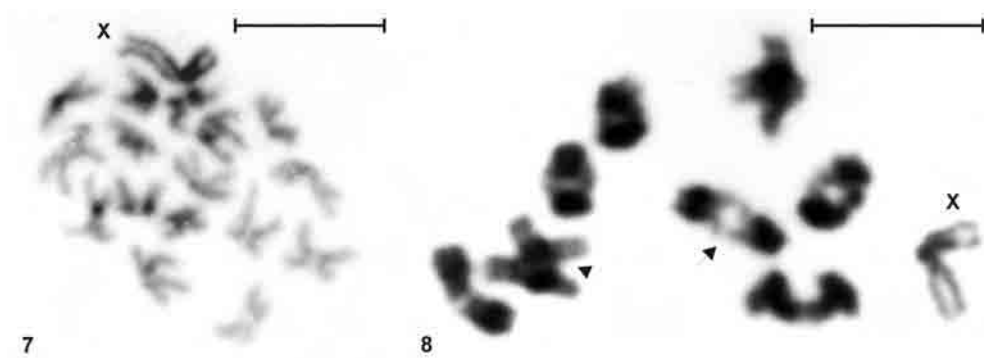


Fig. 7-8. *Micropholcus fauroti* cells. 7. Spermatogonial metaphase, with $2n = 17 = 16 + X$. 8. Diplotene, with $8II + X$. Arrow indicates a terminal chiasma and arrowhead points to an interstitial chiasma. The asterisks indicate overlapped chromosomes. Scale = 10 μ m.

Discussion

Despite high diversity of pholcid species among haplogynes, this family is poorly known from the cytogenetic point of view. This could be due to: lack of Pholcidae cytogenetic researchers, the relatively small size of pholcid species and their chromosomes, and the low quality chromosomal preparations obtained.

As the generic name suggests, *Micropholcus fauroti* is a very small spider, 1--2mm in length. Thus, dissection of the specimens, as well as the removal of the testis, is very difficult. Additionally, only one slide, with few cells, can be obtained per specimen due to extremely minute size of the testis.

In relation to the chromosome length, Painter (1914), Suzuki (1954) and Bole-Gowda (1958) emphasized the very small size of the elements. The largest chromosome of *P. crypticolens*, obtained by Suzuki (1954), measured only around 2.4 μm . The largest chromosome of *C. lyoni* is X, which measures 5.8 μm , but the largest autosome measures only around 2.3 μm (Bole-Gowda 1958). The measurements of the largest chromosomes of *M. luteus* and *M. fauroti* were respectively 9 and 7 μm (for X), and 6 and 5 μm (for the autosomes). Thus, the chromosomes of the studied species are not as small as those obtained by Suzuki (1954) and Bole-Gowda (1958). On the other hand, they are not as large as those of other haplogyne genera, such as *Loxosceles* Heineken & Lowe 1832 (Sicariidae) in which the largest chromosomes measure around 15 μm (Silva et al. 2002).

Concerning the preparation quality, Painter (1914) and Suzuki (1954), using different types of fixative solutions, called attention to the unfavorable fixation of pholcid chromosomes. A similar problem occurred with *M. luteus* and *M. fauroti* chromosomes, when Carnoy I fixative solution was used, resulting in low staining contrasts. Alternative fixation methods should be tested in pholcid species.

Mesabolivar luteus is the first cytogenetically studied species from the "New World clade" and showed a diploid number equal to that found in three *Physocyclus* species (holocnemines) analyzed by Cokendolpher (1989), despite the fact that these genera belong to different clades. Thus, the $2n = 15$ could have arisen independently at least two times within the pholcids. *Micropholcus fauroti* is the first cytogenetically analyzed species from this genus and its diploid number has not yet been recorded in Pholcidae. The presence of biarmed chromosomes in both studied species is a feature

shared among most of the haplogyne group species, as stated by Rodríguez-Gil et al. (2002) for the majority of the cytogenetically studied spiders belonging to this group.

In both species, the largest chromosome of the complement is the X chromosome. This is in agreement with the data obtained by Bole-Gowda (1958) for *C. lyoni* and by Cokendolpher (1989) for three *Physocyclus* species. During interphase, the observed X chromatin positive heteropycnosis of *M. fauroti* is similar to that recorded for *C. lyoni* by Bole-Gowda (1958).

The studied species showed significant differences in relation to the chiasma number, during meiosis. However, information on chiasma number and position was not provided by previous papers on pholcid cytogenetics. Thus, these characteristics cannot be used as parameters to compare related species or to establish a pattern within the pholcid groups.

The diplotene pairs found in *M. luteus* are probably a consequence of the germ cell arrangement and interaction, which constitute cysts with synchronously dividing cells and are connected via intercellular bridges due to the lack of cytokinesis during spermatogenesis. Alberti & Weinmann (1985) described the presence of similar cysts in the testis of *P. phalangiodes*.

In relation to these grouped cells, two questions are crucial: why do they appear in pairs and not in larger groups of cells; and why do these pairs only appear in the diplotene phase.

Concerning the first question, Pepling & Spradling (1998) have verified a tendency towards the increase in number by the power of two in mouse embryo oogonial mitotic cells, being more frequently found in clusters of two cells. Clusters with more cells are probably more susceptible to breaks during slide preparation. However, the possibility of finding such clusters in future analysis cannot be discarded.

Concerning the second question, this feature is probably a consequence of the skewed cellular phase ratio in the sample, because from the 105 spreads obtained, only 9 were mitotic metaphases and the others were almost all diplotenes. Possibly, paired mitotic metaphases should be also found in *Mesabolivar luteus*. An ultrastructural analysis of spermatogenesis would be of interest to answer these questions. Additionally, further analysis of other pholcid species is needed to verify whether this pairing of cells also occurs.

The possibility of the occurrence of polyploidy was discarded, at least in the first instance, due to two main reasons: the lack of polyploid metaphase II cells (despite the low frequency of cells in this meiotic stage) and the lack of tetravalents or chromosomal chains at meiosis I. The formation of chromosomal chains is not a strict rule in polyploids, but they are frequently observed (John 1990).

The cytogenetic analysis of the pholcines *Leptopholcus* Simon 1893 and *Metagonia* Simon 1893, and of the holocnemines *Smeringopus* Simon 1890, *Holocnemus* Simon 1873 and *Priscula* Simon 1893 seems to be extremely important to establish the karyotypic evolution in these two clades. The cytogenetical study of the ninetines and of the New World clade requires more exhaustive research, considering that only *Mesabolivar* was analyzed and that there are numerous genera belonging to these two clades. Finally, when a full cytogenetical data set becomes available for Pholcidae, it could be used to examine the proposed phylogenetic hypotheses for the family.

Acknowledgments

We wish to thank Dr. Bernhard A. Huber, from the Zoological Institute and Museum Alexander Koenig, Germany, for the bibliography assistance. Financial support was provided by CAPES and FAPESP (99/05446-8).

Literature cited

- Alberti, G. & C. Weinmann. 1985. Fine structure of spermatozoa of some labidognath spiders (Filistatidae, Segestriidae, Dysderidae, Oonopidae, Scytodidae, Pholcidae; Araneae; Arachnida) with remarks of spermiogenesis. *Journal of Morphology* 185:1--35.
- Bole-Gowda, B.N. 1958. A study of the chromosomes during meiosis in twenty-two species of Indian spiders. *Proceedings of the Zoological Society of Bengal* 11:69--108.
- Borowik, O.A. 1995. Coding chromosomal data for phylogenetic analysis: phylogenetic resolution of the *Pan-Homo-Gorilla* trichotomy. *Systematic Biology* 44:563--570.

- Cokendolpher, J.C. 1989. Karyotypes of three spider species (Araneae: Pholcidae: *Physocyclus*). *Journal of the New York Entomological Society* 97:475--478.
- Cokendolpher, J.C. & J.D. Brown. 1985. Air-dry method for studying chromosomes of insects and arachnids. *Entomological News* 96:114--118.
- Garcia, L., M. Ponsá, J. Egozcue & M. Garcia. 2000. Comparative chromosomal analysis and phylogeny in four *Ctenomys* species (Rodentia, Octodontidae). *Biological Journal of the Linnean Society* 69:103--120.
- Huber, B.A. 1995. Copulatory mechanism in *Holocnemus pluchei* and *Pholcus opilionoides*, with notes on male cheliceral apophyses and stridulatory organs in Pholcidae (Araneae). *Acta Zoologica (Stockholm)* 76:291--300.
- Huber, B.A. 2000. New World pholcid spiders (Araneae: Pholcidae): a revision at generic level. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 254:1--348.
- Huber, B.A. 2005. Catalogue of Pholcidae. Zoological Research Institute and Museum Alexander Koenig, on-line at <http://b.a.huber.bei.t-online.de/homepage>.
- John, B. 1990. Meiosis. Cambridge University Press. Pp. 79--85.
- Levan, A., K. Fredga & A.A. Sandberg. 1964. Nomenclature for centromeric position on chromosomes. *Hereditas* 52:201--220.
- Modi, W.S. 1987. Phylogenetic analyses of chromosomal banding patterns among the nearctic Arvicolidae (Mammalia: Rodentia). *Systematic Zoology* 36:109--136.
- Nagamachi, C.Y., J.C. Pieczarka, J.A.P.C. Muniz, R.M.S. Barros & M.S. Mattevi. 1999. Proposed chromosomal phylogeny for the South American primates of the Callitrichidae Family (Platyrrhini). *American Journal of Primatology* 49:133--152.
- Oliveira, E.H.C., M. Neusser, W.B. Figueiredo, C. Nagamachi, J.C. Pieczarka, I.J. Sbalqueiro, J. Wienberg & S. Müller. 2002. The phylogeny of howler monkeys (*Alouatta*, Platyrrhini): reconstruction by multicolor cross-species chromosome painting. *Chromosome Research* 10:669--683.
- Painter, T.S. 1914. Spermatogenesis in spiders. *Zoologische Jahrbuecher Abteilung fuer Anatomie und Ontogenie der Tiere* 38:509--576.
- Parida, B.B. & N.N. Sharma. 1987. Chromosome number, sex mechanism and genome size in 27 species of Indian spiders. *Chromosome Information Service* 43:11--13.
- Pepling, M.E. & A.C. Spradling. 1998. Female mouse germ cells form synchronously dividing cysts. *Development* 125:3323--3328.

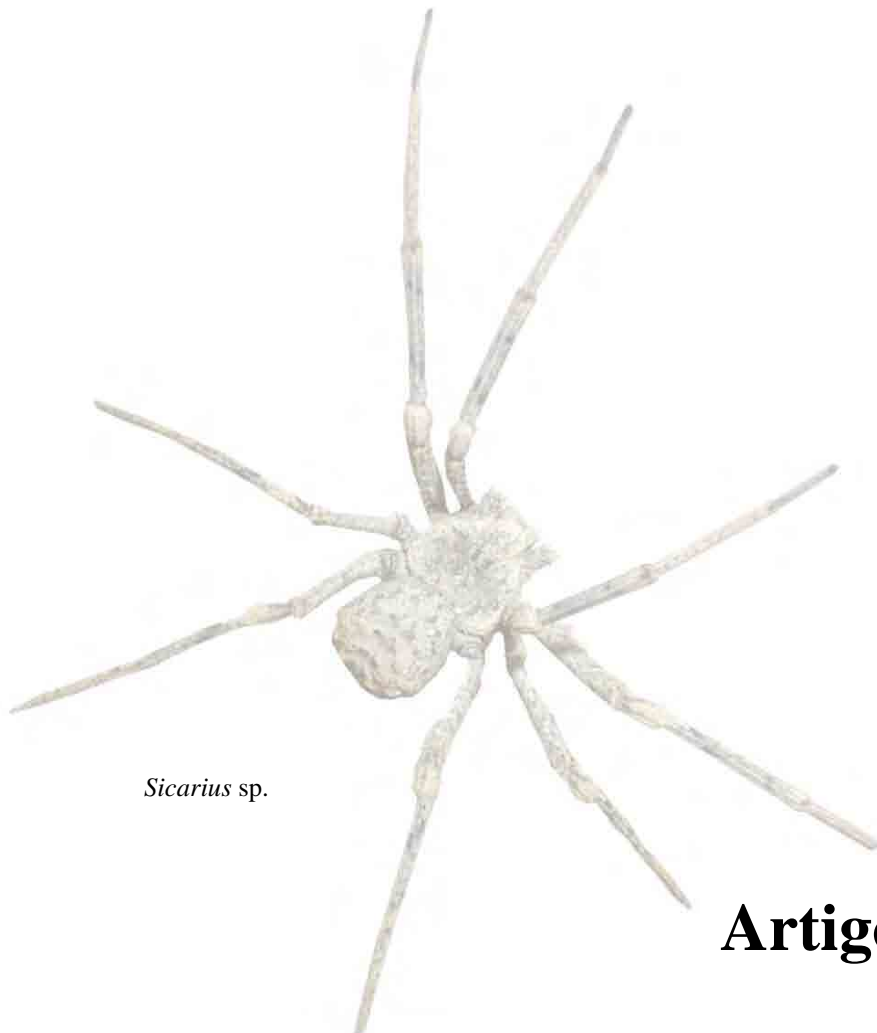
- Rodríguez-Gil, S.G., L.M. Mola, A.G. Papeschi & C.L. Scioscia. 2000. Cytogenetic heterogeneity in common argentine spiders. XXI International Congress of Entomology 1:584.
- Rodríguez-Gil, S.G., L.M. Mola, A.G. Papeschi & C.L. Scioscia. 2002. Cytogenetic heterogeneity in common haplogyne spiders from Argentina (Arachnida, Araneae). Journal of Arachnology 30:47--56.
- Rokas, A. & P.W.H. Holland. 2000. Rare genomic changes as a tool for phylogenetics. Tree 15:454--459.
- Sharma, G.P., B.L. Gupta & R. Parshad. 1959. Cytological studies on the Indian spiders. III. An analysis of the chromosomes in the male germ cells of the spider, *Crossopriza lyoni* (Blackwall), fam. Pholcidae. Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University 10:49--53.
- Sharma, N. & B.B. Parida. 1987. Study of chromosomes in spiders from Orissa. Pranikee 8:71--76.
- Silva, R.W., D.R. Klisiowicz, D.M. Cella, O.C. Mangili & I.J. Sbalqueiro. 2002. Differential distribution of constitutive heterochromatin in two species of brown spider: *Loxosceles intermedia* and *L. laeta* (Araneae, Sicariidae), from the metropolitan region of Curitiba, PR (Brazil). Acta Biologica Paranaense 31:123--136.
- Srivastava, M.D.L. & S. Shukla. 1986. Chromosome number and sex-determining mechanism in forty-seven species of Indian spiders. Chromosome Information Service 41:23--26.
- Suzuki, S. 1954. Cytological studies in spiders. III. Studies on the chromosomes of fifty-seven species of spiders belonging to seventeen families, with general considerations on chromosomal evolution. Journal of Science of the Hiroshima University. Series B. Division 1 15:23--136.
- Timm, H. 1976. Die Bedeutung von Genitalstrukturen für die Klärung systematischer Fragen bei Zitterspinnen (Arachnida: Araneae: Pholcidae). Entomologica Germanica 3:69--76.
- Tres, L.L., E. Rivkin & A.L. Kierszenbaum. 1996. Sak 57, an intermediate filament keratin present in intercellular bridges of rat primary spermatocytes. Molecular Reproduction and Development 45:93--105.

Wang, X., S. Cui, Z. Yang, J. Wang & Y. Wang. 1997. On karyotype of the *Pholcus affinis* (Araneide: Pholcidae). Acta Arachnologica Sinica 6:19--22.

Loxosceles sp.



Sicarius sp.



The chromosomes of the poison spider genera *Sicarius* Walckenaer, 1847 and *Loxosceles* Heineken & Lowe, 1832 (Araneae, Haplogynae, Sicariidae) from Brazil: X_1X_2Y sex determination chromosome system as a shared character

Douglas Araujo¹, Adilson Ariza Zacaro², Edson Gabriel de Oliveira¹, Rosana Martins³, Antonio Domingos Brescovit³, Irene Knysak³, and Doralice Maria Cella¹

¹ Universidade Estadual Paulista - UNESP, Instituto de Biociências, Departamento de Biologia, Av. 24-A, 1515, CEP: 13506-900, Bela Vista, Rio Claro, SP, Brazil. E-mails: daraujo@rc.unesp.br, dmcella@rc.unesp.br

² Universidade Federal de Viçosa - UFV, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Departamento de Biologia Geral, Av. P.H. Rolfs, s/nº, CEP: 36571-000, Campus Universitário, Viçosa, MG, Brazil. E-mail: aazacaro@ufv.br

³ Instituto Butantan, Laboratório de Artrópodes Peçonhentos, Av. Vital Brasil, 1500, CEP.: 05530-900, São Paulo, SP, Brazil. E-mails: rosmartins@butantan.gov.br, adbresc@terra.com.br, irenisak@butantan.gov.br

Running title: X_1X_2Y system in Sicariidae spiders from Brazil

Resumo

As espécies de *Loxosceles* analisadas citogeneticamente até o presente momento mostraram algumas características cromossômicas particulares, principalmente em relação ao tipo de sistema cromossômico de determinação sexual, isto é, algumas espécies exibiram um sistema X_1X_2 e outras revelaram um sistema X_1X_2Y . No Brasil, os gêneros *Sicarius* e *Loxosceles* estão representados por uma e oito espécies, respectivamente. Considerando as particularidades descritas e o baixo número de espécies de Sicariidae no Brasil, foram analisadas as características cromossômicas mitóticas e meióticas de *Sicarius tropicus* e de sete espécies de *Loxosceles*, com o objetivo de estabelecer algumas estratégias de diferenciação cariotípica entre as espécies de ambos os gêneros, e entre estas espécies e aquelas de clados relacionados filogeneticamente. Todas as espécies analisadas neste trabalho mostraram um sistema X_1X_2Y . No entanto, quando todas as espécies possuidoras de um sistema X_1X_2Y foram comparadas, isto é, aquelas analisadas nesta pesquisa e aquelas de clados relacionados já descritas, *S. tropicus* parece estar em um estágio evolutivo diferente, levando-se em conta algumas características dos cromossomos sexuais, tais como tamanho e morfologia cromossômica, padrão de heterocromatina constitutiva e comportamento meiótico (sinapse e quiasma). Adicionalmente, alguns dados cromossômicos apontam na direção de uma relação próxima entre as espécies do grupo *amazonica* e *gaucho*, se considerarmos os quatro grupos taxonômicos do gênero *Loxosceles* das Américas.

Palavras-chave: heterocromatina constitutiva – hibridização in situ fluorescente – diferenciação cariotípica – meiose – complexo sinaptonêmico

Summary

The *Loxosceles* species cytogenetically analyzed up to now showed some particular chromosomal characteristics, mainly in relation to the type of sex determination chromosome system, that is, some species exhibited X_1X_2 system and others revealed X_1X_2Y system. In Brazil, the genera *Sicarius* and *Loxosceles* are represented by one and eight species, respectively. Considering the described particularities and the low number of Sicariidae species in Brazil, we analyzed the mitotic and meiotic chromosomal characteristics of *Sicarius tropicus* and seven *Loxosceles* species with the aim of establishing some strategies of karyotype differentiation between the species of both genera and among these species and those of phylogenetically related clades. All species analyzed in this work showed X_1X_2Y system. However, when all the species bearers of an X_1X_2Y system were compared, that is, those analyzed in this research and those of related clades already described, *S. tropicus* seemed to be in a different evolutionary stage, taking into account some sex chromosomes features, such as chromosomal size and morphology, constitutive heterochromatin pattern, and meiotic behaviour (synapsis and chiasma). Additionally, some chromosomal data pointed towards a close relationship among the *amazonica* and *gaucho* group species, if we consider the four taxonomic groups of the *Loxosceles* genus from the Americas.

Keywords: constitutive heterochromatin – fluorescence in situ hybridization – karyotype differentiation – meiosis – synaptonemal complex

Introduction

The family Sicariidae Keyserling, 1880 comprises two genera: *Sicarius* Walckenaer, 1847, which is composed of 22 species, and *Loxosceles* Heineken & Lowe, 1832 that consists of 100 species (Platnick 2007). The *Sicarius* species are also known as six-eyed sand-crab spider and are spread mainly in South Africa, Namibia, Chile, Peru and Argentina. In Brazil, there are records of only one species belonging to this genus, *Sicarius tropicus* (Mello-Leitão, 1936). There is not cytogenetic data on this genus. The *Loxosceles* genus is called violin spider or brown spider and is widely distributed in tropical and temperate regions (Gertsch 1967, Gertsch & Ennik 1983). Considering Gertsch (1967) and Martins et al. (2002), in the South America, the *Loxosceles* genus comprises 33 species, which were assembled in four groups according to morphological criteria, mainly the genitalia morphology of both sexes: the *amazonica* group (one species), the *gaucho* group (four species), the *laeta* group (25 species), and *spadicea* group (three species). The eight recorded *Loxosceles* species from Brazil are distributed in these groups in the following way: *amazonica* group - *Loxosceles amazonica* Gertsch, 1967; *gaucho* group - *Loxosceles adelaida* Gertsch, 1967, *Loxosceles gaucho* Gertsch, 1967, and *Loxosceles similis* Moenkhaus, 1898; *laeta* group - *Loxosceles laeta* (Nicolet, 1849) and *Loxosceles puortoi* Martins, Knysak & Bertani, 2002, and *spadicea* group - *Loxosceles hirsuta* Mello-Leitão, 1931 and *Loxosceles intermedia* Mello-Leitão, 1934.

Seven *Loxosceles* species were cytogenetically described (Table 1), whose diploid numbers varied from $2n=23$ to $2n=18$, the chromosomal morphology was predominantly meta/submetacentric, and the sex determination chromosome system (SDCS) was of the X_1X_2Y or X_1X_2 type. *Loxosceles laeta* was the unique species in which some differential region was detected on the chromosomes, that is, occurrence of one satellite region on pair 2 and one proximal secondary constriction on pair 8 (Silva 1988). Meta/submetacentric chromosomes and SDCS that includes a Y sex chromosome are not common in spiders, but these features are frequent in Haplogynae and basal araneomorphs (Hypochilidae and Austrochilidae).

The C-banding technique was performed in mitotic and meiotic cells of *L. intermedia* and *L. laeta* by Silva et al. (2002), revealing pericentromeric C-band in the X_1 and X_2 chromosomes, and Y chromosome almost totally heterochromatic. This

technique was also employed by Král et al. (2006) in the chromosomes of *L. rufescens* and *L. spinulosa*, revealing pericentromeric C-bands in all autosomes and the X chromosomes, with additional telomeric/subtelomeric heterochromatin blocks on some chromosomal elements, and a distinct pericentromeric block in the Y chromosome.

Data on *L. laeta* meiosis were briefly provided by Silva (1988), mentioning the occurrence of a sexual vesicle from leptotene to diakinesis. Oliveira et al. (1996, 1997) and Silva et al. (2002) described that in the *L. gaucho*, *L. intermedia* and *L. laeta* meiosis I, there was 10 autosomal bivalents and a sexual trivalent (X_1X_2Y). Král et al. (2006) described in details the heteropycnotic behavior of the X_1X_2Y trivalent during the course of the meiosis, noticing a distal end-to-end pairing between the arms of the metacentric X chromosomes and the arms of the tiny metacentric Y chromosome. The existence of an Y chromosome in entelegyne spiders is extremely rare and its presence was only described in the salticid genera *Evarcha* Simon, 1902 and *Habronattus* F.O.P.-Cambridge, 1901 (both under genus *Pellenes* Simon, 1876), which possessed an $X_1X_2X_3Y$ sex determination system (Maddison 1982), some populations of *Delena cancerides* Walckenaer, 1837 (Sparassidae), which had a multiple $X_1X_nY_n$ sex determination system (Rowell 1985), and the araneid *Argiope catenulata* (Doleschall, 1859), with a XY sex determination system (Amalin et al. 1992). The study of Král et al. (2006) showed that the Y chromosome is much more common in haplogyne and other basal araneomorphs than believed before, with records of such element in eight of the 14 families cytogenetically analyzed until now in these groups of spiders.

The singular chromosomal features found in Sicariidae, such as the existence of meta/submetacentric chromosomes, multiple SDCS, and a Y sex chromosome, make its species very interesting to study the karyotype evolution in this family. The main aim of this work was to establish the strategies of karyotype differentiation among the Sicariidae species analyzing the mitotic and meiotic chromosomal characteristics of *Sicarius tropicus*, *Loxosceles amazonica* (*amazonica* group), *L. gaucho* and *L. similis* (*gaucho* group), *L. laeta* and *L. puortoi* (*laeta* group), *L. hirsuta* and *L. intermedia* (*spadicea* group) and comparing the obtained data with those registered for other species of this family and of phylogenetically related groups.

Table 1 – Cytogenetically characterized Sicariidae species with their respective taxonomic group (TG) (Gertsch 1967), male diploid number (2n), chromosome morphology (CM) and geographical region of origin (GR). A = acrocentric; M = metacentric; Sm = submetacentric.

TG	Species	2n	CM	GR	Reference
<i>gaucho</i>	<i>Loxosceles gaucho</i>	23=20+X ₁ X ₂ Y	16M/Sm+4A+X ₁ X ₂ YM/Sm	Brazil	Oliveira et al. 1996
<i>laeta</i>	<i>Loxosceles laeta</i>	23=20+X ₁ X ₂ Y	20Sm+X ₁ X ₂ Sm+YA	Peru	Silva 1988
	<i>L. laeta</i>	23=20+X ₁ X ₂ Y	20M+X ₁ X ₂ YM	Brazil	Oliveira et al. 1997
	<i>L. laeta</i>	23=20+X ₁ X ₂ Y	20M/Sm+X ₁ X ₂ M/Sm+YSm	Brazil	Silva et al. 2002
	<i>Loxosceles rufipes</i> ?	20	----	Uruguay	Beçak & Beçak 1960
	<i>L. rufipes</i> ?	20=18+X ₁ X ₂	18M+X ₁ X ₂ A	----	Diaz & Saez 1966
<i>reclusa</i>	<i>Loxosceles reclusa</i>	?+Y	M	----	Hetzler 1979
	<i>L. reclusa</i>	18=16+X ₁ X ₂	----	USA	Tugmon et al. 1990
<i>rufescens</i>	<i>Loxosceles rufescens</i> ?	20	----	Brazil	Beçak & Beçak 1960
	<i>L. rufescens</i>	21=18+X ₁ X ₂ Y	16M+2Sm+X ₁ X ₂ YM	Portugal	Král et al. 2006
<i>spadicea</i>	<i>Loxosceles intermedia</i>	23=20+X ₁ X ₂ Y	20M+X ₁ X ₂ YM	Brazil	Oliveira et al. 1997
	<i>L. intermedia</i>	23=20+X ₁ X ₂ Y	20M/Sm+X ₁ X ₂ M/Sm+YSm	Brazil	Silva et al. 2002
indeterminated	<i>Loxosceles spinulosa</i>	19=16+X ₁ X ₂ Y	12M+4Sm+X ₁ X ₂ YM	South Africa	Král et al. 2006

Material and Methods

The specimens quantity, sex and collection sites of the Sicariidae representatives analyzed in this work are provided in the Table 2. Voucher specimens are deposited in the Arachnology Collection of the Laboratório de Artrópodes Peçonhentos, Instituto Butantan, São Paulo, SP, Brazil.

The gonadal preparations were carried out according to Webb et al. (1978) and standard staining was performed using 3% Giemsa solution (47 mL distilled water, 1.5 mL phosphate buffer pH 6.8 and 1.5 mL Giemsa Merck – Darmstadt, Germany), for 15 minutes. The C-banding technique was accomplished according to the method described by Sumner (1972). Fluorochrome staining, GC-specific chromomycin A₃ (CMA₃) (Sigma Chemical CO., St. Louis, USA) and AT-specific 4',6-diamidino-2-phenylindole (DAPI) (Sigma Chemical CO., St. Louis, USA), both counterstained with distamycin A (DA) (Sigma Chemical CO., St. Louis, USA), was obtained according to Schweizer (1980). The nucleolar organizer region silver impregnation (Ag-NOR) was made using the method of Howell & Black (1980). The fluorescence in situ hybridization (FISH) was obtained according to Viégas-Péquignot (1992), using the rDNA probe pDm 238 (12-kb) that contains the ribosomal genes 18S, 5.8S and 28S of *Drosophila*

melanogaster (Meigen, 1830). For synaptonemal complex visualization by transmission electron microscopy (TEM), only testicular cells of *Loxosceles gaucho* male young specimens were submitted to the spreading cell technique according to Loidl & Jones (1986) (1% Lipsol detergent treatment, 4% paraformaldehyde/0.1M sucrose fixation and nylon-silver impregnation) due to the difficulty of obtaining specimens of the other Sicariidae species analyzed in this work.

About 50 cells per specimen of each species were analyzed. The cells submitted to the standard staining, C-banding technique and NOR silver impregnation were photographed in a Zeiss microscope, using Kodak Imagelink film; those submitted to the fluorochrome staining and FISH were photographed in a “Leica DMLB” fluorescence microscope, using 400-ASA Kodak color film, and those subjected to the spreading cell technique were analyzed and photographed in a Philips EM100 TEM, employing the 5302 Kodak film. The chromosomal morphology classification was accomplished according to Levan et al. (1964).

Table 2 – Sicariidae species from Brazil, with their respective number of specimens analyzed per sex and collection sites. TG = *Loxosceles* taxonomic group of the Americas (Gertsch 1967)

TG	Species	♂	♀	Collection sites
	<i>Sicarius tropicus</i>	3	5	Vale do Catimbau, Buíque (8°35'34"S/37°14'47"W), state of Pernambuco
amazonica	<i>Loxosceles amazonica</i>	4	3	Porto Nacional (10°42'29"S/48°25'02"W), state of Tocantins; São Raimundo Nonato (9°00'55"S/42°41'58"W), state of Piauí
gaucho	<i>Loxosceles gaucho</i>	8	1	São Roque (23°31'45"S/47°08'07"W), state of São Paulo; Rio Claro (22°24'41"S/52°25'20"W), state of São Paulo
	<i>Loxosceles similis</i>	1	1	Bataguassu (21°42'51"S/52°25'20"W), state of Mato Grosso do Sul
laeta	<i>Loxosceles laeta</i>	6	0	São Paulo (23°32'51"S/46°38'10"W), state of São Paulo
	<i>Loxosceles puortoi</i>	2	1	Caverna do Tatu, Palmas (10°12'46"S/48°21'37"W), state of Tocantins; Miracema do Tocantins (9°34'02"S/48°23'30"W), state of Tocantins
spadicea	<i>Loxosceles hirsuta</i>	3	1	São Bernardo do Campo (23°41'38"S/46°33'54"W), state of São Paulo
	<i>Loxosceles intermedia</i>	6	0	Telêmaco Borba (24°19'26"S/50°36'56"W), state of Paraná; Curitiba (25°25'40"S/49°16'23"W), state of Paraná; São Bento do Sul (26°15'01"S/49°22'43"W), state of Santa Catarina

Results

The analysis of the *S. tropicus* chromosomal preparations showed mitotic metaphases with $2n(\♂)=19=16+X_1X_2Y$ (Fig. 1a) and $2n(\♀)=20=16+X_1X_1X_2X_2$ (Fig. 2a), spermatocytes with meiotic formulae $8II+X_1X_2Y$ in prophase I and metaphase I (Fig. 3a), and $n=10=8+X_1X_2$ and $n=9=8+Y$ in metaphases II (Fig. 4a). All the *Loxosceles* species revealed karyotypes with $2n(\♂)=23=20+X_1X_2Y$ (Fig. 1b-h) and $2n(\♀)=24=20+X_1X_1X_2X_2$ (Fig. 2b-d), spermatocytes with $10II+X_1X_2Y$ in prophase I and metaphase I (Fig. 3b-h), and $n=12=10+X_1X_2$ (Fig. 4b) and $n=11=10+Y$ (Fig. 4c) in metaphases II.

The chromosomes of all these species were meta/submetacentric, with exceptions of the Y chromosome of *S. tropicus*, pair 4 of the *amazonica* group species, and pair 4 and 7 of the *gaucho* group species, which were subtelocentric (Fig. 1a-d). In relation to the sexual chromosomes size, the *S. tropicus* X_1 chromosome showed to be the largest one of the karyotype, the X_2 chromosome possessed similar size to pair 6, and the Y chromosome exhibited intermediate length between pair 4 and 5 (Fig. 1a); in the *amazonica* and *gaucho* group species, the X_1 and X_2 chromosomes demonstrated size related to the four largest pairs (Fig. 1b-d), and in the *laeta* and *spadicea* group species, these chromosomes were among the seven smallest pairs (Fig. 1e-h). In all *Loxosceles* species, the Y chromosome showed extremely reduced size, being always easily identified (Fig. 1b-h).

Standard staining - In *S. tropicus*, secondary constrictions were not noticed in the spermatogonial metaphases (Fig. 1a). On the other hand, all analyzed *Loxosceles* species showed the presence of these regions on some chromosomes (Fig. 1b-h). In the *amazonica* and *gaucho* group species, there was an interstitial secondary constriction on the long arm of the X_2 chromosome (Fig. 1b-d). Additionally, *L. amazonica* showed an interstitial secondary constriction on the long arm of one element of pair 1 (Fig. 1b), and *L. similis* exhibited an extensive and distal secondary constriction on the pair 4 long arm. (Fig. 1d). In the *laeta* and *spadicea* group species, the secondary constrictions occurred exclusively in the autosomes, occupying the short arm distal region (Fig. 1e-h). All the *laeta* and *spadicea* group species exhibited secondary constriction on pair 1 and pair 2, except *L. intermedia* and *L. puortoi*, whose pair 2 lacked this region (Fig. 1e-h).

Furthermore, secondary constrictions appeared on *L. laeta* pair 3 and *L. puortoi* pair 7 (Fig. 1e-f).

In *S. tropicus* diplotene cells, the majority of the bivalents possessed a ring shape, revealing two chiasmata (Fig. 3a), and the sexual trivalent showed one Y chromosome arm associated end-to-end with one X_1 chromosome arm and the other Y chromosome arm associated with one X_2 chromosome arm by one interstitial chiasma, demonstrating homology between part of the Y chromosome and X_2 chromosome (Fig. 3a). In diplotene nuclei of all studied *Loxosceles* species, there was at least one chiasma per bivalent, usually interstitial (Fig. 3b-h). The *gaucho* group species remarkably exhibited the largest bivalent with a high chiasmata number (Fig. 3c-d). In the *Loxosceles* species sexual trivalent, the metacentric Y chromosome arms showed an end-to-end association with one X_1 chromosome arm and with one X_2 chromosome arm; the free arms of the X_1 and X_2 chromosomes were always orientated towards the Y chromosome, forming a V configuration (Fig. 3b-h).

The metaphases II of all species showed chromosome numbers indicative of reductional segregation of all chromosomes during the preceding anaphase I. In *amazonica* and *gaucho* group species metaphases II, the X_2 chromosome was always easily identified in spermatocytes with $n=12$ chromosomes due to the presence of a conspicuous secondary constriction on this chromosome (Fig. 4b). The Y chromosome of all analyzed *Loxosceles* species was also easily identified in metaphase II cells with $n=11$ chromosomes due to its extremely reduced size (Fig. 4c).

C-banding – Excluding the *L. laeta* cells, in which this technique failed to show any mark on chromosomes, the mitotic and/or meiotic cells of all other species demonstrated C banded chromosomes. The C band pattern in the autosomes was pericentromeric in almost all species (Fig. 5 and 6). The mitotic metaphases of the *amazonica* and *gaucho* group species showed additional C band (distal or interstitial) in the short arm of pairs 7 and 8 (Fig. 5). Furthermore, *L. amazonica* and *L. gaucho* exhibited the proximal region and the entire long arm of pair 9 C-banded, respectively. In both species, distal C band appeared in the pair 10 short arm (Fig. 5a and b). The sexual chromosomes demonstrated pericentromeric C bands in all analyzed species; the Y chromosome of *gaucho* group species showed a tenuous C band probably in the pericentromeric region (Fig. 5 and 6). It is interesting to point out that the C band

pattern found in the X_1 chromosome of *L. amazonica* and *L. gaucho* was similar, with additional constitutive heterochromatin in the proximal region of the short and long arms (Fig. 5a and b).

In *S. tropicus* and in the other *Loxosceles* groups (*laeta* and *spadicea*), the C band pattern was obtained only on meiotic cells. The precise location of the C bands on autosomal bivalents and sexual trivalent was not possible to be established, but the general pattern seemed to be pericentromeric (Fig. 6). The unique exception observed was concerned to the *L. intermedia* Y chromosome, which was totally C banded in diplotene cells (Fig. 6c).

In *S. tropicus* diplotenic cells, the X_1 and X_2 chromosomes presented a pericentromeric C band. In the Y chromosome, the entire short arm, the centromere, and the proximal region of the long arm were C-banded (Fig. 6a).

Fluorochrome staining - Using AT-specific fluorochrome DAPI counterstained with DA, the chromosomes of all analyzed species appeared homogeneously stained, with no DAPI positive or DAPI negative regions. The mitotic and/or meiotic chromosomes of *S. tropicus* and three *Loxosceles* species (*L. gaucho*, *L. similis* and *L. puortoi*) submitted to the GC specific fluorochrome CMA₃ counterstained with DA showed bright fluorescent regions (Fig. 7 and 8).

In *S. tropicus*, the GC-rich sequences of DNA were coincident with the C bands in the pericentromeric regions of the autosomes and X chromosomes, and seemed to be similar to those C-banded regions in the Y chromosome, that is, the whole short arm, centromere, and a prominent proximal block on the long arm (Fig. 7a and 8a). In the *Loxosceles* species, the autosomal GC-rich DNA was distal, mainly in the short arm (Fig. 7b-c and 8b). In *L. gaucho*, there was a correspondence between the CMA₃ positive regions and the C bands in pairs 7, 10 and in X_2 chromosome (Fig. 5b and 7b). The Y chromosome showed some CMA₃ positive dots in *L. gaucho* and *L. similis* (Fig. 7b and 8b).

NOR silver impregnation - Testicular cells of all analyzed species were subjected to this technique, but only *S. tropicus*, *L. amazonica*, *L. gaucho*, *L. similis* and *L. puortoi* exhibited NORs impregnated in mitotic metaphases (Fig. 9 and 10b). Additionally, this technique revealed small dots impregnated by the Ag-ion on the centromeric region of some chromosomes in some mitotic metaphases of the *Loxosceles* species. In *S.*

tropicus, there were 2 NORs on the terminal region of the pair 1 short arm (Fig. 9a); in *L. amazonica*, 6 NORs were noted, being 2 on the interstitial region of the long arm of one chromosomal element of pair 1, 2 on the terminal region of the pair 4 short arm, and 2 on the interstitial region of the pair 7 long arm (Fig. 9b); in *L. gaucho*, 2 NORs were detected on the terminal region of the pair 1 long arm (Fig. 9c); in *L. similis*, 2 prominent NORs were revealed on the terminal region of the pair 4 long arm (Fig. 10b); in *L. puortoi*, 4 NORs were encountered, being 2 on the terminal region of the pair 2 long arm and 2 on the terminal region of the pair 7 short arm (Fig. 9d). Within these species, there were some autosomal pairs bearing the NORs that were shared among them, that is, pair 1 of *S. tropicus*, *L. amazonica*, and *L. gaucho* (Fig. 9a-c); pair 4 of *L. amazonica* and *L. similis* (Fig. 9b and 10b); and pair 7 of *L. amazonica* and *L. puortoi* (Fig. 9b and d). Furthermore, there was a predominance of NOR location on the chromosomes terminal region. However, in these species, the homeologous chromosomes carriers of NORs exhibited some discrepancies in relation to the NORs location. The NORs on pair 1 of *S. tropicus* were near the short arm ends (Fig. 9a), those of *L. amazonica* were on interstitial sites in the long arm (Fig. 9b), and in *L. gaucho*, they were on long arm terminal region (Fig. 9c). Similar discrepancies were also noted in relation to the NORs on pair 4 of *L. amazonica* and *L. similis*, and on pair 7 of *L. amazonica* and *L. puortoi*. NORs coincident with secondary constrictions were observed on pair 1 of *L. amazonica* (Fig. 1b and 9b), pair 4 of *L. similis* (Fig. 10a and b) and pair 7 of *L. puortoi* (Fig. 1f and 9d).

Fluorescence in Situ Hybridization (FISH) - *Loxosceles similis* was the unique species whose chromosomes answered to the rDNA probe used for identifying sites of NORs. In this species, the rDNA was located on distal portion of the pair 4 long arm (Fig. 10c), being coincident with the secondary constriction (Fig. 10a) and NOR silver impregnation (Fig. 10b). This is the first data about rRNA genes on spider chromosomes, using FISH technique.

Synaptonemal complex analysis (TEM) – The *L. gaucho* prophasic I meiocytes showed that autosomic bivalents did not present any differentiation (i.e., kinetochore), though in some cases, telomeric endings could be observed due to their differentiated electron density. The nucleolar material was probably associated with 1st autosomal bivalent. No association among sex chromosomes was observed in the early meiotic

prophase stages and they could be distinguished from unpaired autosomal axes by their higher electron density. From leptotene to pachytene, axial elements of the X₁, X₂ and Y chromosomes suffer differentiations becoming shorter and thicker. In pachytene cells both X₁ and X₂ axes exhibited opposite differential thickness regions while the Y axial element showed only one of its extremities differentiated, assuming a comma configuration (Fig. 11). The association of the sex chromosomes observed in light microscopy may be a post-pachytene event when disassembling of the synaptonemal complex lateral elements of the autosomal bivalents takes place.

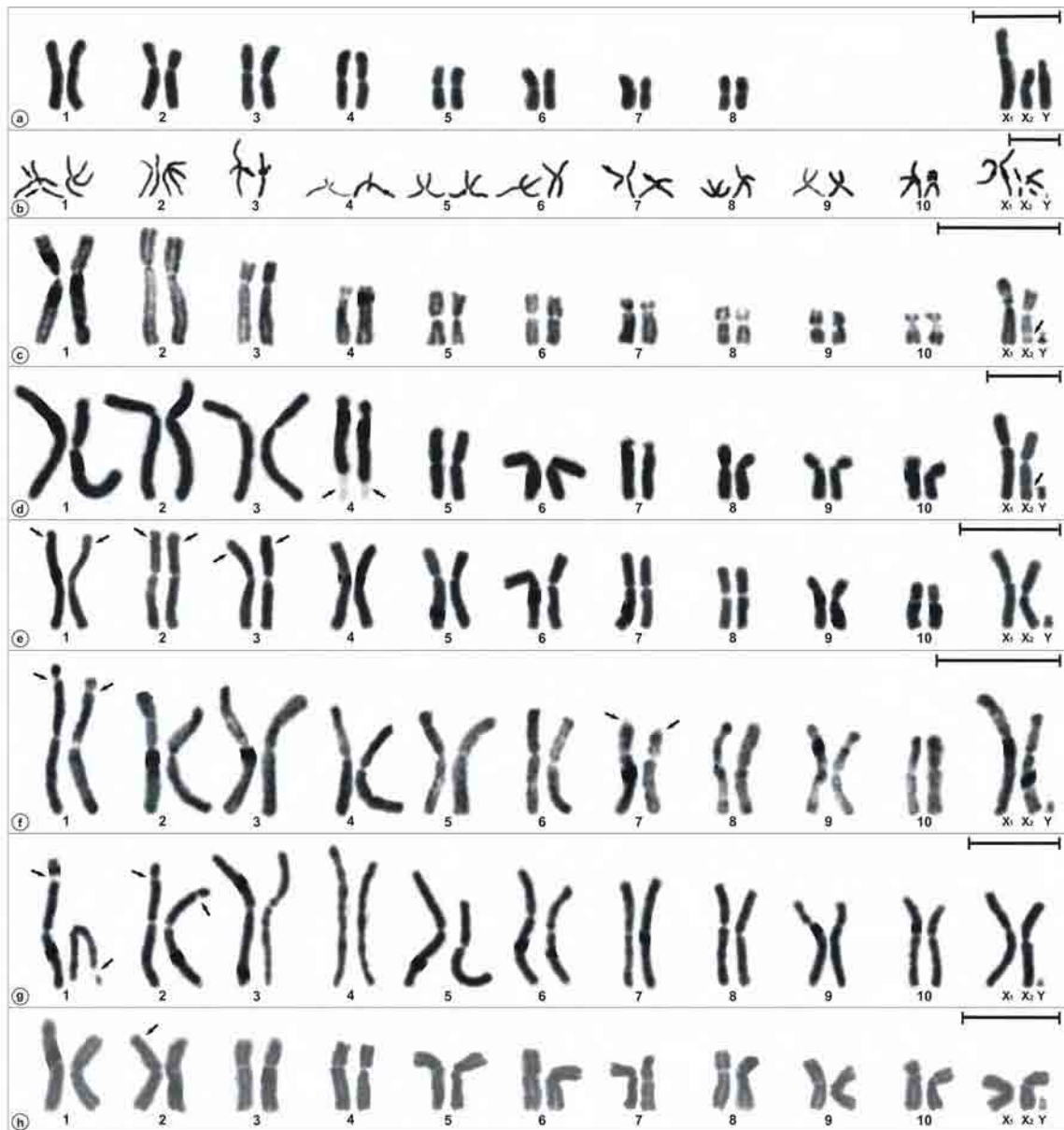


Fig. 1. Male karyotypes of eight Sicariidae species from Brazil: (a) *Sicarius tropicus*, $2n=19=16+X_1X_2Y$; (b-h) *Loxosceles* species, $2n=23=20+X_1X_2Y$; (b) *L. amazonica* (*amazonica* group); (c-d) *L. gaucho* and *L. similis* (*gaucho* group); (e-f) *L. laeta* and *L. puortoi* (*laeta* group); (g-h) *L. hirsuta* and *L. intermedia* (*spadicea* group). The arrows indicate secondary constrictions. Bar = 10 μ m.

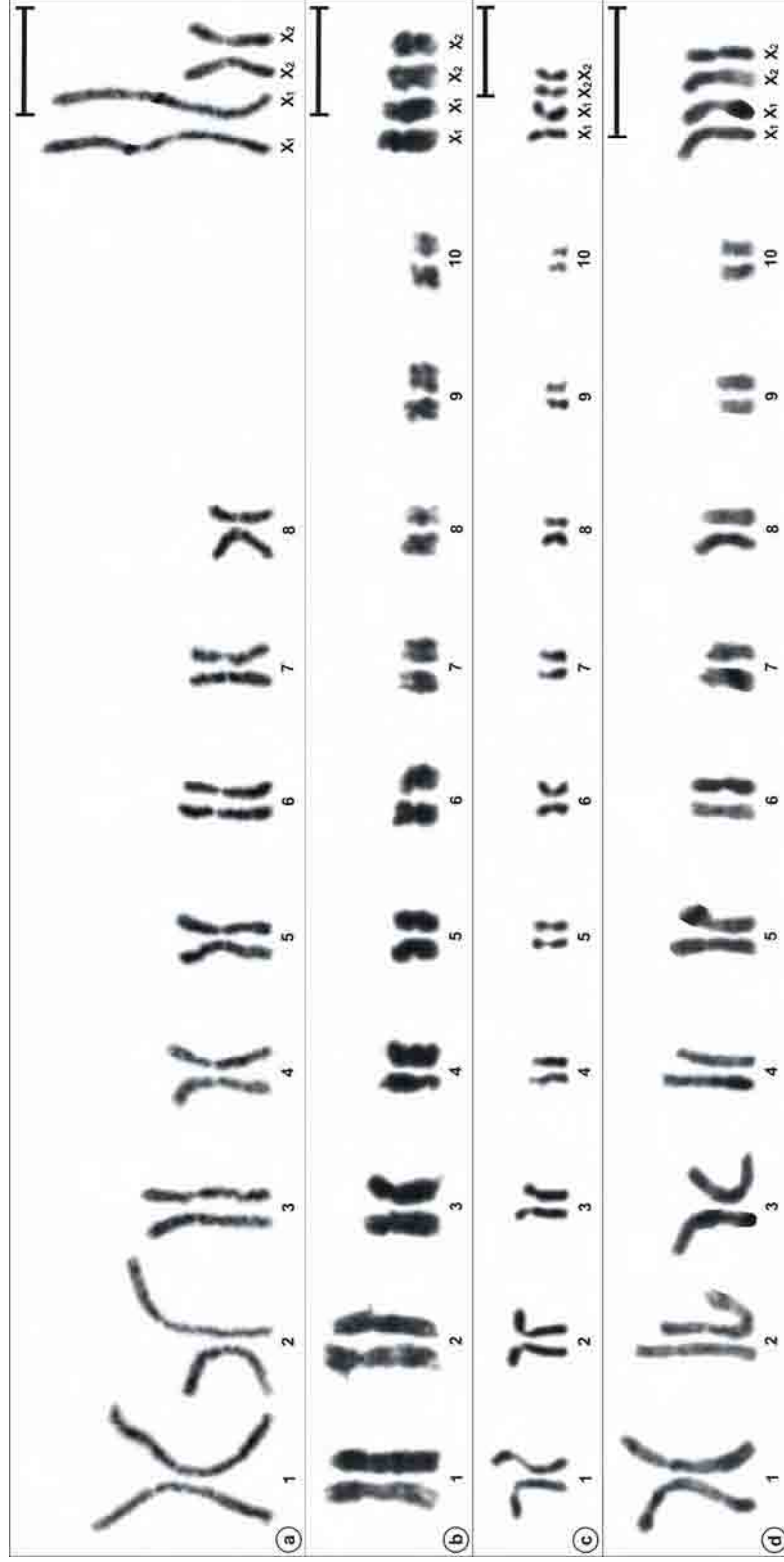


Fig. 2. Female karyotypes of four Sicariidae species from Brazil: (a) *Sicarius tropicus*, $2n=20=16+X_1X_2X_2$; (b-d) *Loxosceles* species, $2n=24=20+X_1X_2X_2$; (b) *L. amazonica* (amazonica group); (c-d) *L. gaucho* and *L. similis* (*gaucho* group). Bar = 10 μ m.

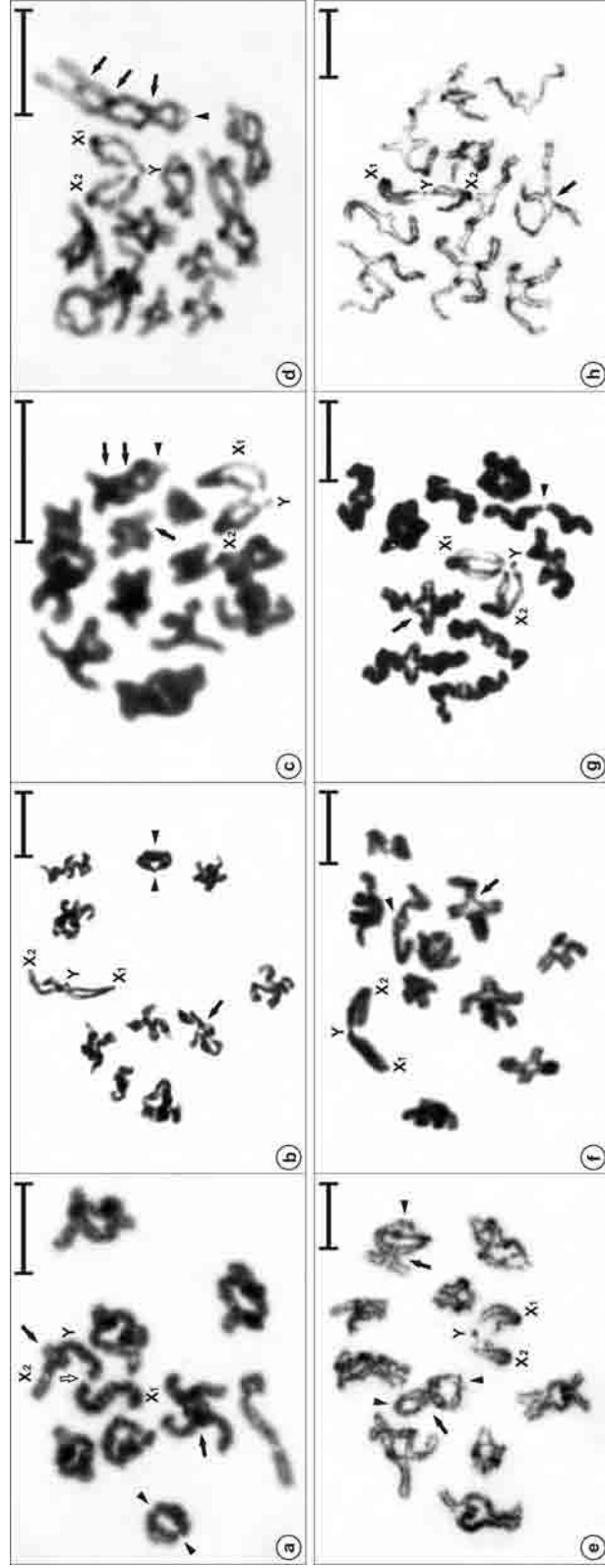


Fig. 3. Male diplotene cells of eight Sicariidae species from Brazil: (a) *Sicarius tropicus*, $8\text{II}+X_1X_2Y$. The empty arrow points out the end-to-end association between X_1 and Y chromosomes; (b-h) *Loxosceles* species, $10\text{II}+X_1X_2Y$; (b) *L. amazonica* (*amazonica* group); (c-d) *L. gaucho* and *L. similis* (*gaucho* group); (e-f) *L. laeta* and *L. puortoi* (*laeta* group); (g-h) *L. hirsuta* and *L. intermedia* (*spadicea* group). The arrows and the arrowheads indicate interstitial and terminal chiasmata, respectively. Bar = 10 μm .

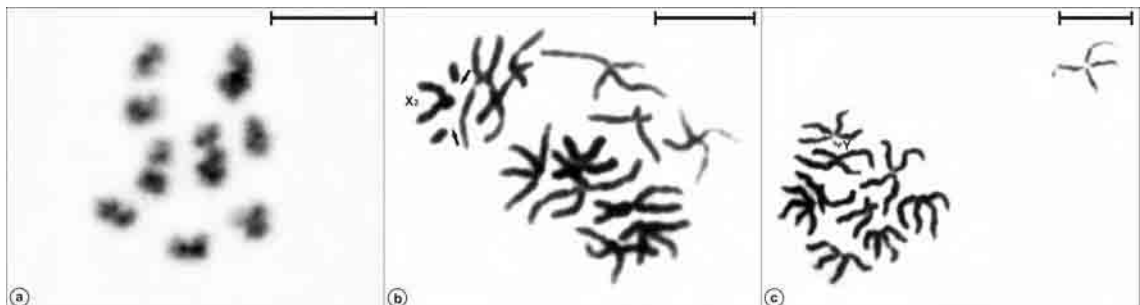


Fig. 4. Male metaphase II cells of *Sicarius* and *Loxosceles* species: (a) *S. tropicus*, $n=9=8+Y$; (b-c) representative metaphase II cells of *Loxosceles* species, from *L. amazonica*; (b) $n=12=10+X_1X_2$; (c) $n=11=10+Y$. The arrows indicate the secondary constriction in X_2 chromosome. Bar = $10\mu\text{m}$.

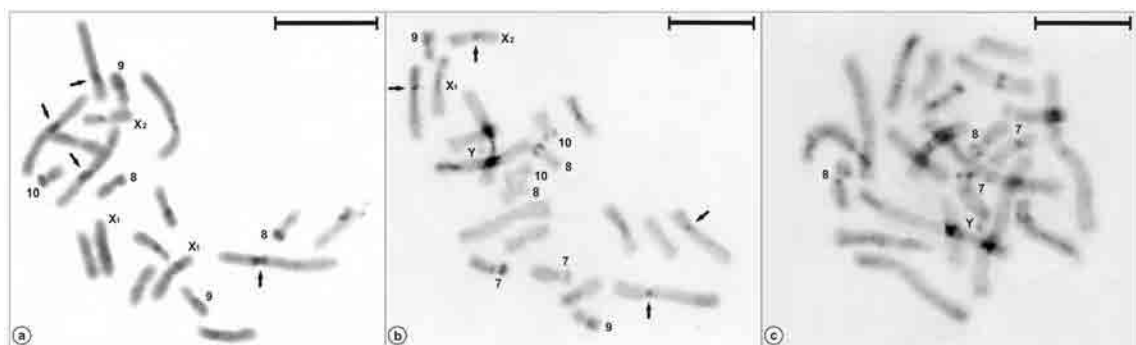


Fig. 5. C-banded mitotic metaphases of *Loxosceles* species: (a) *L. amazonica* female incomplete cell; (b) *L. gaucho* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$; (c) *L. similis* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$. The arrows indicate pericentromeric C-bands on some chromosomes; the chromosomes with non-pericentromeric C-bands are numbered. Bar = $10\mu\text{m}$.

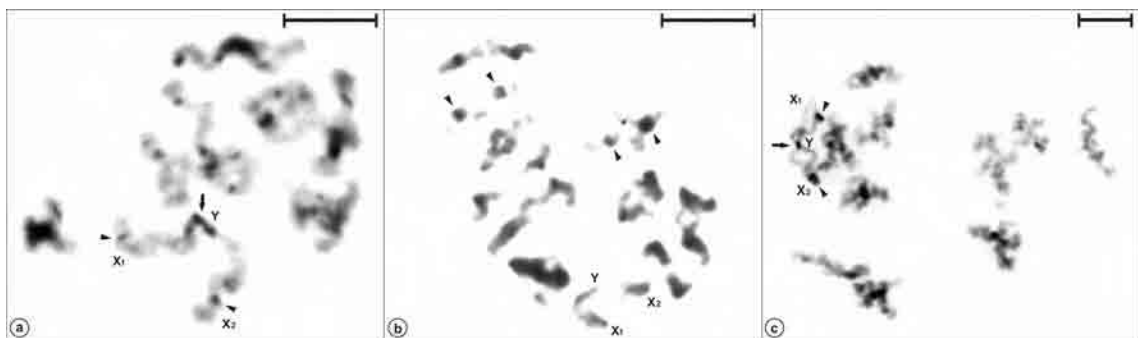


Fig. 6. C-banded diplotenes of some Sicariidae species: (a) *Sicarius tropicus* male, $8\text{II}+X_1X_2Y$, showing the pericentromeric C-band in the X_1 and X_2 chromosomes (arrowheads) and the constitutive heterochromatin in the Y chromosome (arrow); (b) *Loxosceles hirsuta* male, $10\text{II}+X_1X_2Y$, demonstrating some autosomal pericentromeric C-bands (arrowheads); (c) *Loxosceles intermedia* male, $10\text{II}+X_1X_2Y$, indicating the pericentromeric heterochromatin in the X_1 and X_2 chromosomes (arrowheads), and the whole heterochromatic Y chromosome (arrow). Bar = $10\mu\text{m}$.

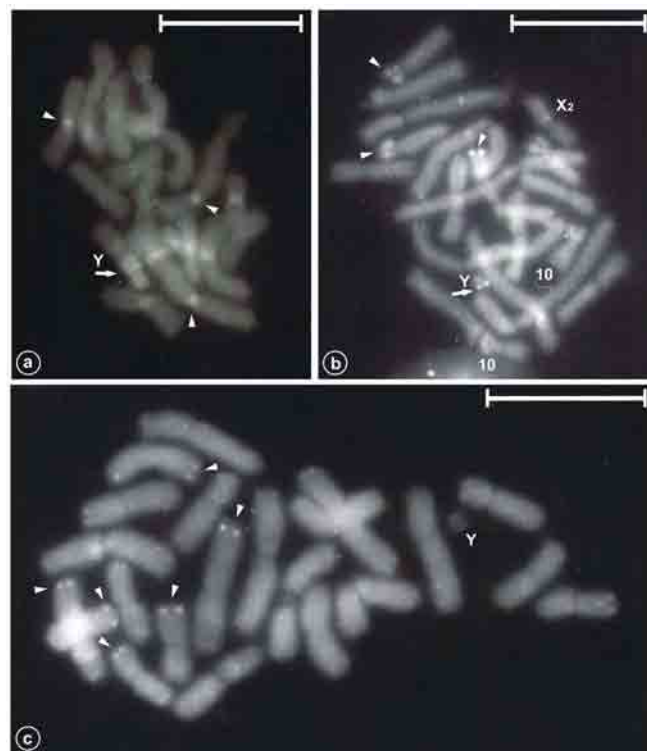


Fig. 7. CMA₃ labeling in mitotic chromosomes of some Sicariidae species: (a) *Sicarius tropicus* male, $2n=19=16+X_1X_2Y$, revealing the CMA₃ positive centromere in all chromosomes (arrowhead) and the large CMA₃ positive region in the Y chromosome (arrow); (b) *Loxosceles gaucho* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$, showing the distal CMA₃ spots in the autosomal short arms (arrowheads) and the Y chromosome CMA₃ labeled (arrow); (c) *Loxosceles puortoi* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$, exhibiting distal labels in the long and short arms of some chromosomal elements (arrowheads). Bar = 10 μ m.

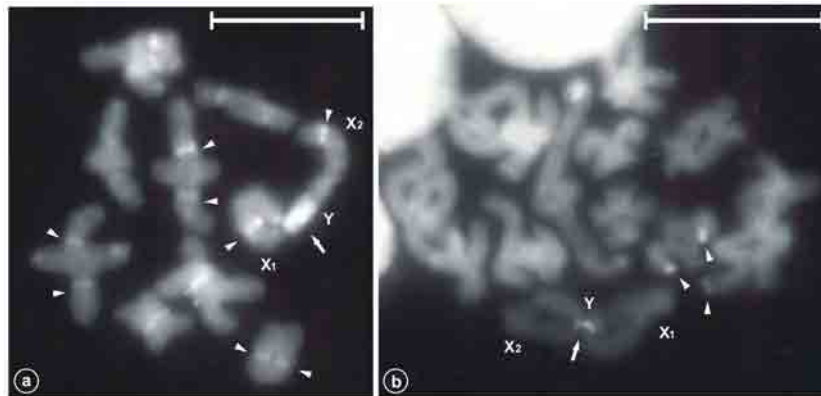


Fig. 8. CMA₃ fluorescent labeling in diplotenes of some Sicariidae species: (a) *Sicarius tropicus* male, 8II+X₁X₂Y, exhibiting the CMA₃ positive pericentromeric region of the autosomal bivalents and X₁ and X₂ chromosomes (arrowheads), and the large CMA₃ positive region of the Y chromosome (arrow). Note the centromere of the Y chromosome included in the heterochromatic region; (b) *Loxosceles similis* male, 10II+X₁X₂Y, showing the distal CMA₃ positive labeling in an autosomal bivalent (arrowheads) and the CMA₃ positive Y chromosome (arrow). Bar = 10µm.

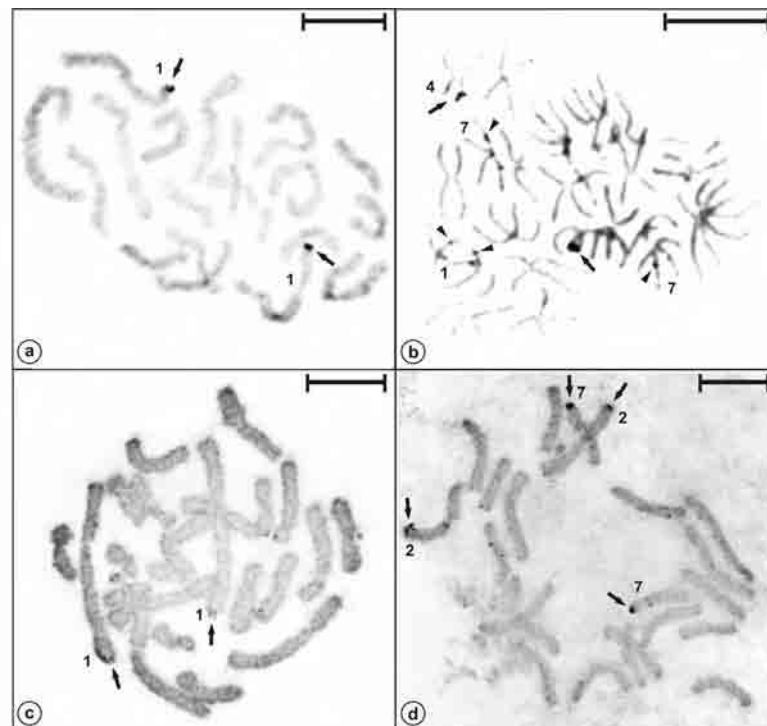


Fig. 9. Ag-NOR in mitotic metaphases of some Sicariidae species: (a) *Sicarius tropicus* male, $2n=19=16+X_1X_2Y$, exhibiting NORs on the pair 1 long arm (arrows); (b) *Loxosceles amazonica* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$, showing interstitial NORs on pairs 1 and 7 long arm (arrowheads) and distal NOR on pair 4 short arm (arrows); (c) *Loxosceles gaucho* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$, with distal NOR on pair 1 long arm; (d) *Loxosceles puortoi* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$, showing distal NORs on long and short arms of the pairs 2 and 7, respectively (arrows). Bar = $10\mu\text{m}$.

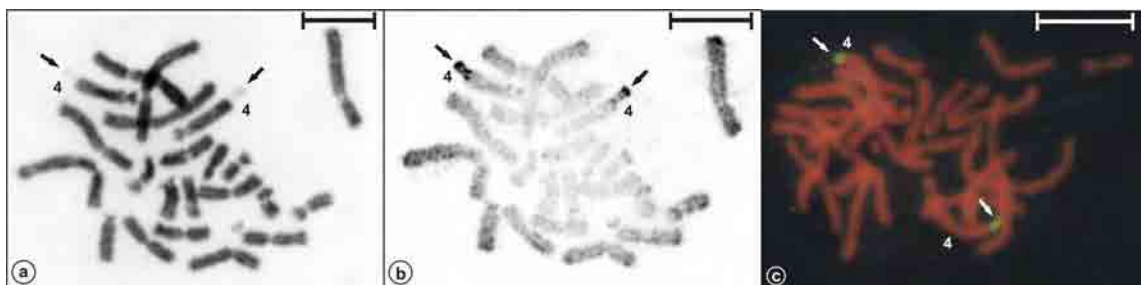


Fig. 10. Mitotic metaphases of *Loxosceles similis* male, $2n=23=20+X_1X_2Y$, showing the correspondence among the secondary constriction, Ag-NOR and rDNA region on the distal portion of the pair 4 long arm (arrows): (a) standard staining; (b) silver nitrate impregnation; (c) rDNA FISH. Bar = $10\mu\text{m}$.

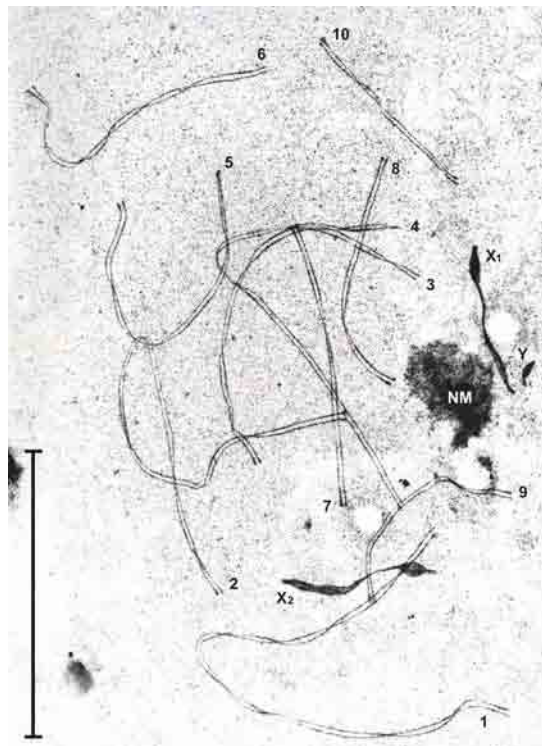


Fig. 11. Pachytene cell of *Loxosceles gaucho* impregnated by silver nitrate, showing the synaptonemal complexes of all 10 autosomal bivalents in a decreasing size and the X₁, X₂, and Y axial elements. NM = nucleolar material. Bar = 10 μ m.

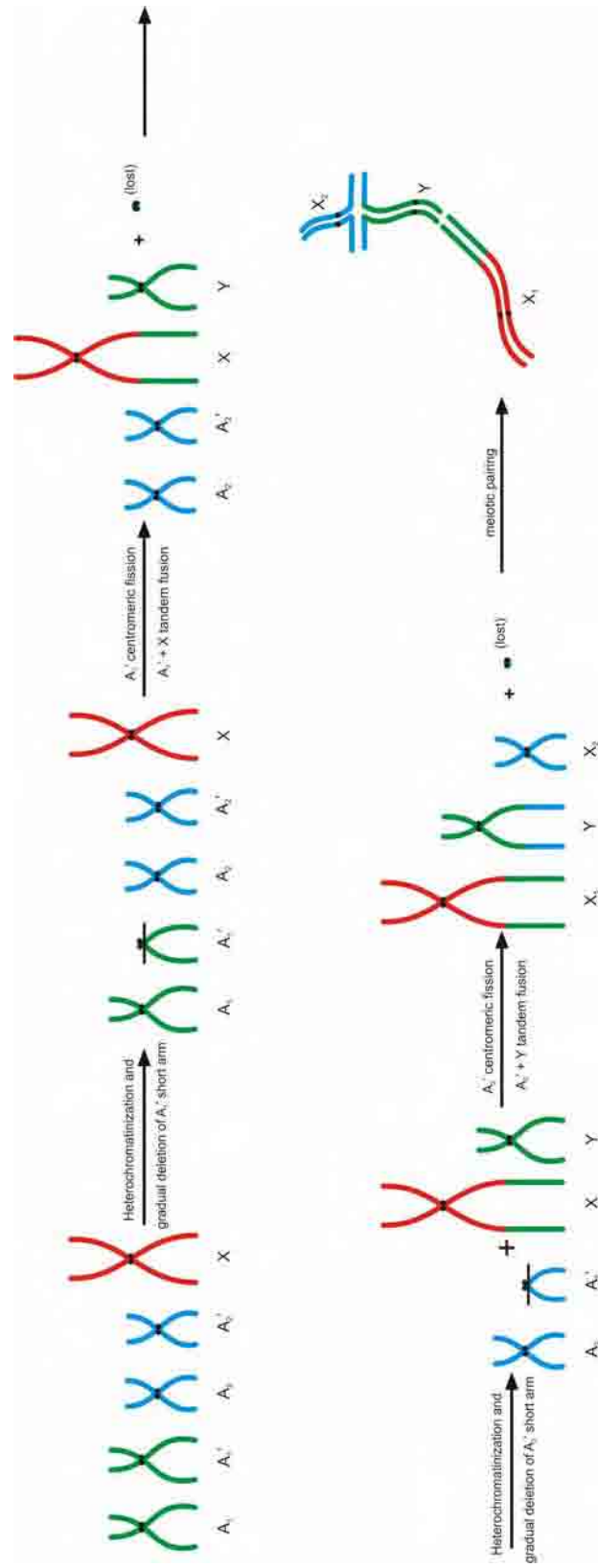


Fig. 12. Diagrammatic representation of the hypothetical origin of the *Sicarius tropicus* X₁X₂Y sex determination chromosome system.

Discussion

Morphological and molecular analyses have indicated that haplogynes retain less derivative characteristics than entelegynes (Platnick et al. 1991, Hausdorf 1999). Furthermore, the haplogynes exhibit some particular chromosomal characteristics that make them different from entelegynes, such as, predominance of biarmed chromosomes versus frequently acro/telocentric chromosomes, presence of holocentric chromosomes at least in two families (Dysderidae and Segestriidae) (Diaz & Saez 1966, Benavente & Wettstein 1980, Benavente 1982, Rodríguez-Gil et al. 2002, Král et al. 2006) versus existence of only monocentric chromosomes, except for one Oxyopidae and one Araneidae species (Barrion et al. 1989, Amalin et al. 1992), and occurrence of SDCS that includes an Y chromosome in species of many families (Filistatidae, Diguettidae, Pholcidae, Leptonetidae, Drymusidae and Sicariidae) (Hetzler 1979, Silva 1988, Oliveira et al. 1996, 1997, Silva et al. 2002, Král et al. 2006) versus appearance of such chromosome in only two salticid genera (Maddison 1982), one araneid species (Amalin et al. 1992) and some populations of *Delena cancerides* (Rowell 1985) among the entelegynes. All these peculiar features make the haplogynes an interesting group for cytogenetical studies. The cytogenetical differences among haplogynes and entelegynes denote that the evolutionary strategies of species karyotypic diversification of which one of these groups are not similar and are independent, corroborating the monophyly of these clades proposed by Platnick et al. (1991) and Griswold et al. (1999).

In this work, the genus *Sicarius*, whose species had never been karyotyped before, is represented by *S. tropicus* that showed $2n(\♂)=19=16+X_1X_2Y$ and $2n(\♀)=20=16+X_1X_1X_2X_2$, with all autosomes and sex chromosomes biarmed, in accordance with the Haplogynae chromosomal characteristics. All the *Loxosceles* species studied here also revealed karyotypical characteristics concerned with those of the majority of the haplogyne species, that is, $2n(\♂)=23=20+X_1X_2Y$ and $2n(\♀)=24=20+X_1X_1X_2X_2$, and predominance of meta/submetacentric chromosomes. The data obtained for all *Loxosceles* species are in agreement with those described by Silva (1988) for *L. laeta*, Oliveira et al. (1996, 1997) and Silva et al. (2002) for *L. gaucho*, *L. laeta*, and *L. intermedia*. However, the $2n(\♂)=23=20+X_1X_2Y$ encountered in all *Loxosceles* species studied in this work differed in chromosome number from $2n(\♂)=21=19+X_1X_2Y$ and $2n(\♂)=19=16+X_1X_2Y$, found by Král et al. (2006) in *L.*

rufescens and *L. spinulosa*, respectively, and in chromosome number and type of SDSCS from $2n(\sigma) = 20 = 18 + X_1X_2$ described by Beçak & Beçak (1960) for *L. rufescens* and Diaz & Saez (1966) for *L. rufipes*, and $2n(\sigma) = 18 = 16 + X_1X_2$ registered by Tugmon et al. (1990) for *L. reclusa*.

The diploid number found in *S. tropicus*, $2n(\sigma) = 19 = 16 + X_1X_2Y$, is equal to that one described by Král et al. (2006) for *Loxosceles spinulosa*, but the SDSCS in the former was less differentiated than those of the same type detected in the majority of the *Loxosceles* species analyzed so far. This less derivative condition of the X_1X_2Y sex determination chromosome system of *S. tropicus* in relation to those of the *Loxosceles* species can be confirmed by the unequivocal occurrence of one chiasma between X_2 and Y chromosomes and by the large size of the Y chromosome, with non constitutive heterochromatic material in great part of its extension. Considering the characteristics of the X_1X_2Y sex determination chromosome system of *S. tropicus* and those of other haplogyne spiders and basal araneomorphs (Hypochilidae and Austrochilidae), that is, presence of biarmed chromosomes and XY and X_1X_2Y systems (Král et al. 2006), a probable evolutionary scenario for the origin of the X_1X_2Y system started with a karyotype composed by biarmed elements and an X sex determination chromosome system (Fig. 12). In this process, the first step was the conversion of an X system into a neo XY system, in which an autosomal element that suffered gradual heterochromatinization and deletion of its short arm underwent a tandem fusion with X chromosome, originating a neo X chromosome. The homologous autosome of that involved in the tandem fusion became the neo Y chromosome. In a second step, the neo XY system was shifted to an X_1X_2Y system; in this event, an autosome from other pair was also subjected to short arm gradual heterochromatinization and deletion; subsequently, this autosome fused in tandem with the neo Y chromosome; the homologous of the autosome incorporated to the neo Y chromosome became the X_2 chromosome of the X_1X_2Y system formed and retained a high degree of homology with one arm of the Y chromosome, exhibiting a chiasmatic figure during meiotic pairing (Fig. 12). The origin of the X_1X_2Y sex determination chromosome system from a neo XY system has been proposed for many animals (White 1973). Alternatively, the X_1X_2Y system could arise directly from an X system by centric fission of both X chromosome and one autosomal element, followed by mutual translocation, giving rise

to the X_1 and X_2 chromosomes; the homologous of the autosome translocated with the X chromosome turned the Y chromosome. In the X_1X_2Y system originated by this process, a certain degree of homology between X_1 chromosome and one Y chromosome arm and between X_2 chromosome and the other Y chromosome arm is expected (White 1973). Thus, this last mechanism of X_1X_2Y system origin seemed not be that of the *S. tropicus* X_1X_2Y system, considering that in the meiotic cells of this species, representative configurations of some homology between X_1 chromosome and one Y chromosome arm was not noticed in diplotene cells; only achiasmatic terminal association between these chromosomes was detected, according to the criteria proposed by John (1990).

An important point to be clarified is the probable taxonomic misidentification of the specimens mentioned in the Beçak & Beçak (1960) and Diaz & Saez (1966) papers on *Loxosceles* chromosomes. Silva (1988) discussed the possibility of *L. rufescens* and *L. rufipes* analyzed by Beçak & Beçak (1960) and Diaz & Saez (1966) being, in reality, *L. gaucho*. On the other hand, Silva et al. (2002) considered that those species were *L. laeta* and *L. gaucho*, respectively. However, taking into account that Silva (1988) and Silva et al. (2002) mentioned the taxonomic review of Gertsch (1967), the more plausible conclusion is that *L. rufescens* and *L. rufipes* analyzed by Beçak & Beçak (1960) and Diaz & Saez (1966) and identified by Bücherl, correspond to *L. gaucho* and *L. laeta*, respectively, as pointed out by Tugmon et al. (1990).

In accordance with our results, the previous works on *Loxosceles* cytogenetics (Diaz & Saez 1966, Hetzler 1979, Silva 1988, Oliveira et al. 1996, 1997, Silva et al. 2002, Král et al. 2006) showed that almost all autosomes are meta/submetacentric, except those of Beçak & Beçak (1960) and Tugmon et al. (1990) that did not provide the chromosomal morphology. In the present analysis, the *L. gaucho* chromosomal pairs 4 and 7 were identified as subtelocentric, according to the Levan et al. (1964) criterion, contrasting with the acrocentric classification described by Oliveira et al. (1996) for the same chromosomes. Additionally, other studied species from *gaucho* group (*L. similis*) exhibited these pairs with the same subtelocentric morphology. *Loxosceles amazonica*, the unique species from the *amazonica* group, only showed pair 4 subtelocentric, whereas the pair 7 was meta/submetacentric. These morphological discrepancies noted among the pair 4 and 7 of *amazonica* and *gaucho* group species and those of the *laeta*

and *spadicea* group species probably are consequence of chromosomal rearrangements of the pericentric inversion type and/or alteration in the constitutive heterochromatin quantity.

In relation to the Y chromosome morphology of *Loxosceles*, in our analyses, those of Oliveira et al. (1996, 1997), Silva et al. (2002), and Král et al (2006), this chromosome was classified as a meta/submetacentric, whereas Silva (1988) classified the Y chromosome as an acrocentric. This morphological diversity could be due to a populational difference between the *L. laeta* collected in Peru by Silva (1988) and in Brazil by other researchers, or due to a misidentification of the chromosomal morphology by Silva (1988), considering the extremely reduced size of this chromosome. Hetzler (1979) also recorded the presence of a metacentric Y chromosome in other species, *L. reclusa*. Additionally, Silva (1988) took into account the possibility of this acrocentric chromosome being a supernumerary. This hypothesis is not probable, since all *Loxosceles* analyzed in the present work and those examined by Oliveira et al. (1996, 1997), Silva et al. (2002), and Král et al. (2006), exhibited a sexual trivalent (X_1X_2Y) during diplotene. Furthermore, the tiny Y chromosome always segregated to the opposite pole in relation to that of the X_1 and X_2 chromosomes during anaphases I, generating metaphase II cells with $n=11=10+Y$ and $n=12=10+X_1X_2$, respectively.

The X_1 and X_2 sexual chromosomes were metacentric in all *Loxosceles* species analyzed up to now, except the acrocentric X_1 and X_2 of *L. rufipes* studied by Diaz & Saez (1966). In our analyses, the X_2 chromosome was always a little shorter than X_1 and the two X chromosomes were relatively shorter in the species of the *laeta* and *spadicea* groups than those found in the species of the *amazonica* and *gaucho* groups. Our results showed that the *L. amazonica* and *L. gaucho* (*amazonica* and *gaucho* groups, respectively) X_1 chromosome possessed proximal C bands on both short and long arms in addition to the pericentromeric constitutive heterochromatin. Furthermore, the X_2 chromosome in the species of the *amazonica* and *gaucho* groups exhibited an interstitial secondary constriction on the long arm. Silva et al. (2002) described only pericentromeric C bands in the X_1 and X_2 chromosomes of *L. intermedia* and *L. laeta* (*spadicea* and *laeta* groups, respectively). These additional C bands and the secondary

constriction found in our analysis could be responsible for the relatively largest X_1 and X_2 chromosomes in the *amazonica* and *gaucho* group species.

Considering some chromosomal characteristics, such as the presence of subtelocentric chromosomes in pair 4, the occurrence of secondary constriction in X_2 chromosome, and the X_1 C-banding pattern, the *amazonica* and *gaucho* group species seem to be more chromosomally related among themselves than to *laeta* and *spadicea* group species. Gertsch (1967), in his taxonomic description of the South American *Loxosceles* “natural groups”, pointed up the external morphology similarity among *amazonica* and *gaucho* group species. Additionally, Barbaro et al. (1996), submitting the venom to capillary electrophoresis peptide mapping, suggested that the toxin of *L. intermedia* (*spadicea* group) was more similar to the toxin of *L. laeta* (*laeta* group) than to *L. gaucho* (*gaucho* group). A cladistic analysis, using morphological, molecular and cellular characters, would be very important to verify the real phylogenetic relevance of these *Loxosceles* groups.

The presence of constitutive heterochromatin in the chromosome pericentromeric region is, in general, a common feature among many animals (Sumner 2003). The occurrence of pericentromeric C bands, such as those verified in *Sicarius* and *Loxosceles* species chromosomes in this work, was also revealed in *L. laeta*, *L. gaucho*, *L. rufescens* and *L. spinulosa* chromosomes (Silva et al. 2002, Král et al. 2006). However, our results showed that the composition of these regions are different, whereas the *S. tropicus* pericentromeric constitutive heterochromatin was GC rich, the *Loxosceles* species pericentromeric constitutive heterochromatin was poor in GC repeated sequences. In this last genus, the GC rich sequences were located on terminal chromosomal regions, as revealed by the CMA₃ fluorochrome staining employed in the present study.

Considering that the X_1X_2Y sex determination system was recorded in Hypochilidae, Filistatidae, Pholcidae, Drymusidae and Sicariidae, with a similar sex chromosomes metacentric morphology and pairing mode, except in *Pholcus phalangioides*, which exhibited a derived state according with Král et al. (2006), and *Sicarius tropicus*, which presented a less differentiated condition, the more parsimonious hypothesis is that this character could be a synapomorphy of a clade that comprises at least these families. In *S. tropicus*, the X_2 and Y sex chromosomes still

exhibited a certain degree of homology, which was detected by the occurrence of a chiasma between X_2 and Y chromosomes, and there was an extensive heterochromatic area in this last chromosome. In Hyphochilidae, Filistatidae, Drymusidae, *Spermophora senoculata* (Dugès, 1836) (Pholcidae) and the majority of the *Loxosceles* species (Král et al. 2006, present work), the X_1 and X_2 chromosomes only showed a terminal association with Y chromosome and the constitutive heterochromatin of the Y chromosome probably was partially deleted several times during the evolutionary process, reducing the Y chromosome size or even removing this chromosome, considering that Tugmon et al. (1990) found an X_1X_2 sex determination chromosome system in *Loxosceles reclusa*. According to Král et al (2006), the X_1X_2Y system could be gradually converted into an XY system in Diguettidae, as well as into an X system in some pholcids and *Scytodes* Latreille, 1804 species.

Taken into account the results found by Silva (1988), Oliveira et al. (1996, 1997), Silva et al. (2002), Král et al. (2006) and in the present work, the occurrence of a trivalent formed by X_1 , X_2 and Y chromosomes is a fact. As shown by TEM analysis, spread prophase I cells of *L. gaucho* did not show synapsis among X_1 , X_2 and Y chromosomes. The distal differentiated region of the axes of these chromosomes led us to think that their association takes place in diplotene/diakinesis by chromatidic affinities rather than by synaptic association. The thickness observed in the axial elements of X_1 , X_2 and Y sex chromosomes in *L. gaucho* is a feature already observed in unsynapsed axial elements of sex chromosomes in many eutherian mammals. Besides this, other structural modifications, such as splittings and excrescences along the unsynapsed sex chromosomes axial elements have been also recorded. The structural modifications of the unsynapsed sex chromosomal axial elements are related with a peculiar protein deposition and composition of these regions, as well as with the cohesion axis changes occurred subjacent to the axial elements (Page et al. 2006).

In the species analyzed in this work, the Ag-NORs can be confined to a single site on a pair of homologous chromosomes, such as pair 1 of *S. tropicus* and *L. gaucho*, and pair 4 of *L. similis*, or can be spread over two or three pairs, such as pair 2 and 7 of *L. puortoi* and pair 1, 4, and 7 of *L. amazonica*. Often these Ag-NORs were near the chromosome ends, but interstitial sites were also noted, such as those of pair 1 in *L. amazonica*. The centromere Ag-dots found in the Y chromosome of *L. gaucho* and in

some other chromosomes of the *Loxosceles* species were considered non-specific, probably corresponding to the kinetochore plate. Impregnation of the Ag-ion to centromeric regions is a feature sometimes observed in mitotic metaphases of some species of arthropods (Rufas et al. 1994, Coluccia et al. 2006).

Heteromorphism in the number of NORs detected by silver impregnation technique, between homologous in the same individual, such as that one noted on pair 1 of *L. amazonica*, is usual, considering that this technique only evidences NORs that were active in the preceding interphase, as postulated by Sumner (1990).

Considering that Ag-NORs on pair 1 terminal region were detected in both *Sicarius* and *Loxosceles*, perhaps this condition represents a basic pattern, and other discrepant NOR labellings are indicative of derivative states, which can be consequence of entire or partial NORs translocation. The reason for NORs on pair 4 of *L. similis* being so large and conspicuous in relation to those of other analyzed species in this work is, probably, that they contain a higher number of copies of ribosomal genes. This characteristic could be consequence of in tandem duplication of ribosomal genes or translocation of all ribosomal genes to a unique site on pair 4. Translocation of ribosomal genes in association with heterochromatin or transposable elements have been proposed as mechanisms involved in changes of the number and position of rDNA regions, as discussed by Sánchez-Gea et al. (2000).

The FISH results presented here are the first using a rDNA probe and the first showing a hybridization sign in the order Araneae. The two previous studies using FISH technique in spiders employed telomeric probes in the Araneomorphae *Tegenaria domestica* (Clerck, 1757) (Sahara et al. 1999) and Mygalomorphae *Brachypelma albopilosum* Valerio, 1980, under *Brachypelma albopilosa* (Vítkova et al. 2005), and no hybridization sign was detected in both.

Now, why did the chromosomes of the other *Loxosceles* species not show hybridization signs? Considering that all slides were hybridized together, using both the same solutions and procedure conditions, it is more probable to assume that the absence of a signal is related with differences in the nature and/or length of these regions among species. In *L. similis*, the rDNA is concentrated in a large region on pair 4, whereas in the other *Loxosceles* species the NORs, revealed by silver nitrate impregnation, are small dots, sometimes spread on some chromosomal pairs. In this way, it is possible that

in the other *Loxosceles* species, due to NOR rearrangements, the rDNA retained a lower degree of similarity with the probe, and even if the probe had already hybridized at certain level, by means of mismatched nucleotides, this bond could be disrupted during the post-hybridization washing, as pointed out by Leitch et al. (1994) for in situ hybridization in general. On the other hand, the NOR sites of other Sicariidae species could have been hybridized by rDNA probe, but they could have produced a tiny and not detectable hybridization signal due to the low number of rDNA repeating units.

In spite of all *Loxosceles* species studied in this work having exhibited very similar karyotype characteristics in relation to the diploid number and type of sex determination chromosome system, these species revealed some differences concerned to the presence of additional C bands, especially in the *amazonica* and *gaucho* group species, and Ag-NOR pattern, which can represent some of the strategies of karyotypical differentiation among these species. Comparing the *S. tropicus* and *Loxosceles* species chromosomal characteristics, the most remarkable differences were connected with the degree of derivation of the X_1X_2Y sex determination chromosome system and the GC-rich DNA regions pattern. The cytogenetic analysis of other species of *Sicarius* and *Loxosceles* certainly will offer further information that may be useful in elucidating the karyotype relationship between the Sicariidae species and the mechanisms involved in the karyotype diversification of these species during the evolutionary process.

Acknowledgements

The authors thank Luis Cavalcante Ramos for guiding the Araujo, D. and Cella, D.M. in the Vale do Catimbau, Buíque, Pernambuco, Brazil, to catch *S. tropicus*, Dr. Maria José de Souza from Universidade Federal de Pernambuco (UFPE), Departamento de Genética, Recife, Pernambuco, Brazil, for providing facilities in her laboratory to process *S. tropicus* for cytogenetic analysis, Dr. Shirlei Maria Recco-Pimentel and MSc. Klélia Aparecida de Carvalho both from Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP), Departamento de Biologia Celular e Estrutural, Campinas, São Paulo, Brazil, who kindly provided the rDNA probe, pDm 238, and the technical assistance to carry out the FISH. This research was supported by Coordenação de Aperfeiçoamento

de Pessoal de Nível Superior (CAPES) and Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) process 99/05446-8.

References

- Amalin DM, Barrion AA, Rueda LM (1992) Morphology and cytology of *Argiope catenulata* (Doleschall) (Araneae:Araneidae). *Asia Life Sciences* **1**: 35-44.
- Barbaro KC, Souza MV, Morhy L, Eickstedt VRD, Mota I (1996) Compared chemical properties of dermonecrotic and lethal toxins from spiders of the genus *Loxosceles* (Araneae). *J Protein Chem* **15**: 337-343.
- Barrion AA, Amalin DM, Casal CV (1989) Morphology and cytology of the lynx spider *Oxyopes javanus* (Thorell). *Philippine Journal of Science* **118(3)**: 229-237.
- Beçak W, Beçak ML (1960) Constituição cromossômica de duas espécies de aranhas do gênero "*Loxosceles*". *Rev Bras Biol* **20**: 425-427.
- Benavente R (1982) Holocentric chromosomes of arachnids: presence of kinetochore plates during meiotic divisions. *Genetica* **59**: 23-27.
- Benavente R, Wettstein R (1980) Ultrastructural characterization of the sex chromosomes during spermatogenesis of spiders having holocentric chromosomes and a long diffuse stage. *Chromosoma* **77**: 69-81.
- Coluccia E, Deiana AM, Cannas R, Salvadori S (2006) Study of the nucleolar organizer regions in *Palinurus elephas* (Crustacea: Decapoda). *Hydrobiologia* **557**: 5-8.
- Diaz MO, Saez FA (1966) Karyotypes of South-American Araneida. *Mem Inst Butantan* **33**: 153-154.
- Gertsch WJ (1967) The spider genus *Loxosceles* in South America (Araneae, Scytodidae). *B Am Mus Nat Hist* **136**: 117-174.
- Gertsch WJ, Ennik F (1983) The spider genus *Loxosceles* in North America and the West Indies. *B Am Mus Nat Hist* **175**: 264-360.
- Griswold CE, Coddington JA, Platnick NI, Forster RR (1999) Towards a phylogeny of entelegyne spiders (Araneae, Araneomorphae, Entelegynae). *J Arachnol* **27**: 53-63.
- Hausdorf B (1999) Molecular phylogeny of araneomorph spiders. *J Evol Biol* **12**: 980-985.
- Hetzler S (1979) Some studies of spider chromosomes. *Am Arachnol* **20**: 20.

Howell WM, Black DA (1980) Controlled silver staining of nucleolus organizer regions with protective colloidal developer: a 1-step method. *Experientia* **36**: 1014-1015.

John B (1990) Meiosis. Melbourne: Cambridge University Press, 396p.

Král J, Musilová J, Št'áhlavský F et al. (2006) Evolution of the karyotype and sex chromosome systems in basal clades of araneomorph spiders (Araneae: Araneomorphae). *Chromosome Res* **14**: 859-880.

Leitch AR, Schwarzacher T, Jackson D, Leitch IJ (1994) In situ hybridization: a practical guide. Oxford: BIOS Scientific Publishers Limited, Oxford, 118p.

Levan A, Fredga K, Sandberg AA (1964) Nomenclature for centromeric position on chromosomes. *Hereditas* **52**: 201-220.

Loidl J, Jones GH (1986) Synaptonemal complex spreading in *Allium*. I. Triploid *A. sphaerocephalon*. *Chromosoma* **93**: 420-428.

Maddison WP (1982) XXXY sex chromosomes in males of the jumping spider genus *Pellenes* (Araneae: Salticidae). *Chromosoma* **85**: 23-37.

Martins R, Knysak I, Bertani R (2002) A new species of *Loxosceles* of the *laeta* group from Brazil (Araneae: Sicariidae). *Zootaxa* **94**: 1-6.

Oliveira EG, Cella DM, Brescovit AD (1996) The karyotype of *Loxosceles gaucho* and *Ctenus ornatus* (Arachnida, Araneae, Sicariidae, Ctenidae). *Rev Bras Genet* **19**: 128.

Oliveira EG, Cella DM, Brescovit AD (1997) Karyotype of *Loxosceles intermedia* and *Loxosceles laeta* (Arachnida, Araneae, Sicariidae): NeoX1 NeoX2 Y sex determination mechanism and NORs. *Rev Bras Genet* **20**: 77.

Page J, de la Fuente R, Gómez R et al. (2006) Sex chromosomes, synapsis, and cohesins: a complex affair. *Chromosoma* **115**: 250-259.

Platnick NI (2007) The world spider catalog version 7.5, American Museum of Natural History. Retrieved from <http://research.amnh.org/entomology/spiders/catalog/index.html>.

Platnick NI, Coddington JA, Forster RR, Griswold CE (1991) Spinneret morphology and the phylogeny of haplogyne spiders (Araneae, Araneomorphae). *Am Mus Novitates* **3016**: 1-73.

Rodríguez-Gil SG, Mola LM, Papeschi AG, Scioscia CL (2002) Cytogenetic heterogeneity in common Haplogyne spiders from Argentina (Arachnida, Araneae). *J Arachnol* **30**: 47-56.

- Rowell DM (1985) Complex sex-linked fusion heterozygosity in the Australian huntsman spider *Delena cancerides* (Araneae: Sparassidae). *Chromosoma* **93**: 169-176.
- Rufas JS, Mazzella C, De Garcia La Vega C, Suja JA (1994) Ultrastructural detection of kinetochores by silver impregnation. *Chromosome Res* **3**: 54-58.
- Sahara K, Marec F, Traut W (1999) TTAGG telomeric repeats in chromosomes of some insects and other arthropods. *Chromosome Res* **7**: 449-460.
- Sánchez-Gea JF, Serrano J, Galián J (2000) Variability in rDNA loci in Iberian species of the genus *Zabrus* (Coleoptera: Carabidae) detected by fluorescence in situ hybridization. *Genome* **43**: 22-28.
- Schweizer D (1980) Simultaneous fluorescent staining of R bands and specific heterochromatin regions (DA-DAPI bands) in human chromosomes. *Cytogenet Cell Genet* **27**: 190-193.
- Silva D (1988) Estudio cariotípico de *Loxosceles laeta* (Araneae: Loxoscelidae). *Rev Per Entomol* **31**: 9-12.
- Silva RW, Klisiowicz DR, Cella DM, Mangili OC, Sbalqueiro IJ (2002) Differential distribution of constitutive heterochromatin in two species of brown spider: *Loxosceles intermedia* and *L. laeta* (Araneae, Sicariidae), from the metropolitan region of Curitiba, PR (Brazil). *Acta Biol Par* **31**: 123-136.
- Sumner AT (1972) A simple technique for demonstrating centromeric heterochromatin. *Exp Cell Res* **75**: 304-306.
- Sumner AT (1990) Nucleolar Organizers (NORs). In: Sumner AT, ed. *Chromosome banding*. Unwin Hyman, London, pp 187-205.
- Sumner AT (2003) Constitutive Heterochromatin. In: Sumner AT, ed. *Chromosomes: organization and function*. Oxford: Blackwell Publishing, Oxford, pp 84-96.
- Tugmon CR, Brown JD, Horner NV (1990) Karyotypes of seventeen USA spiders species (Araneae, Araneidae, Gnaphosidae, Loxoscelidae, Lycosidae, Oxyopidae, Philodromidae, Salticidae and Theridiidae). *J Arachnol* **18**: 41-48.
- Viégas-Péquignot E (1992) *In situ* hybridization to chromosomes with biotinylated probes. In: Willernson D, ed. *In situ hybridization: a practical approach*. Oxford University Press, Oxford, pp 137-158.
- Vítková M, Král J, Traut W, Zrzavý J, Marec F (2005) The evolutionary origin of insect telomeric repeats, (TTAGG)_n. *Chromosome Res* **13**: 145-156.

Webb GC, White MJD, Contreras N, Cheney J (1978) Cytogenetics of the parthenogenetic grasshopper *Warramaba* (formely *Moraba*) *virgo* and its bisexual relatives. IV. Chromosome banding studies. *Chromosoma* **67**: 309-339.

White MJD (1973) The evolution of sex determination. II. Multiple systems. In: White MJD, ed. *Animal cytology and evolution*. 3rd ed. London: Cambridge University Press, pp 627-681.



Scytodes sp.

1 - Universidade Estadual Paulista - UNESP, Instituto de Biociências, Departamento de Biologia, Rio Claro, SP, Brazil.

2 - Instituto Butantan, Laboratório de Artrópodes Peçonhentos, São Paulo, SP, Brazil.

Extreme chromosome number variability in *Scytodes* Latreille, 1804 species (Araneae, Haplogynae, Scytodidae)

Douglas ARAUJO¹, Cristina Anne RHEIMS², Antonio Domingos BRESCOVIT²,
Doralice Maria CELLA¹

Resumo

Das 182 espécies de Scytodidae distribuídas em 5 gêneros, 177 representam o mundialmente distribuído gênero *Scytodes*. Apesar desta grande diversidade, apenas três espécies de *Scytodes* foram cariotipadas. O presente artigo fornece pela primeira vez dados cariológicos para as espécies sinantrópicas *Scytodes fusca* e *Scytodes itapevi*, e apresenta novas informações cromossômicas concernentes a *Scytodes globula*, usando procedimentos citogenéticos convencionais e diferenciais. O $2n(\sigma)=13$ encontrado em *S. globula* é o menor número diplóide observado em aranhas haploginas com cromossomos monocêntricos. O $2n(\sigma)=31$ encontrado em *S. fusca* é um dos maiores números diplóides registrados em aranhas haploginas e é também o maior registrado no gênero até o momento. Esta variação intragenérica de $2n=13$ a $2n=31$ nas espécies de *Scytodes* é a maior registrada em araneomorfas com cromossomos monocêntricos. Além desses números cromossômicos extremos encontrados no gênero *Scytodes*, algumas outras características cromossômicas, como número diplóide, morfologia cromossômica, comprimento total do cariótipo e padrão de distribuição da heterocromatina constitutiva, permitiram postular uma relação mais próxima entre *S. globula* e *S. itapevi* do que entre qualquer uma dessas duas espécies e *S. fusca*. Esta hipótese está em concordância com a pesquisa taxonômica que agrupou *S. globula*, *S. itapevi* e outras quatro espécies de *Scytodes* no “grupo *globula*”. Além disso, o padrão das regiões organizadoras de nucléolo foi estabelecido nas espécies de *Scytodes* analisadas.

Palavras-chave: heterocromatina constitutiva – meiose – cariótipo – sistema cromossômico de determinação sexual - Araneomorphae

Abstract

Of the 182 species of Scytodidae distributed in 5 genera, 177 represent the worldwide spread genus *Scytodes*. In spite of this great diversity, only three *Scytodes* species were karyotyped. The present paper provides for the first time karyological data for the synanthropic species *Scytodes fusca* and *Scytodes itapevi*, and presents new chromosome information concerning to *Scytodes globula*, using conventional and differential cytogenetical procedures. The $2n(\sigma)=13$ found in *S. globula* is the lowest diploid number observed in haplogyne spider with monocentric chromosomes. The $2n(\sigma)=31$ encountered in *S. fusca* is one of the highest diploid numbers recorded in haplogyne spiders and is also the highest registered in the genus up to now. This intrageneric variation from $2n=13$ to $2n=31$ found in *Scytodes* species is the highest registered in araneomorphs with monocentric chromosomes. Besides these extreme chromosome numbers encountered in the *Scytodes* genus, some other karyotype characteristics, such as diploid number, chromosomal morphology, total chromosome length (TCL), and constitutive heterochromatin distribution pattern, allowed us to postulate a closer relationship between *S. globula* and *S. itapevi* than between any of these two species and *S. fusca*. This hypothesis is in agreement with a taxonomic survey that grouped *S. globula*, *S. itapevi*, and other four *Scytodes* species in the “*globula* group”. Furthermore, the nucleolar organizer regions pattern was established for the *Scytodes* species analyzed.

Keywords: constitutive heterochromatin – meiosis – karyotype – sex determination chromosome system - Araneomorphae

Introduction

The family Scytodidae Blackwall, 1864 comprises 182 species grouped in 5 genera. The genus *Scytodes* Latreille, 1804 is by far the most diverse, with 177 species worldwide distributed, of which 38 occur in Brazil (Platnick 2007). Rheims and Brescovit (2001) based on morphological characteristics of the male palp and female epigynum of *Scytodes* representatives recognized the “*globula* group”, which is composed of *Scytodes becki* Rheims & Brescovit, 2001, *Scytodes eleonora*e Rheims & Brescovit, 2001, *Scytodes globula* Nicolet, 1849, *Scytodes itapevi* Brescovit & Rheims, 2000, *Scytodes skuki* Rheims & Brescovit, 2001, and *Scytodes strussmannae* Rheims & Brescovit, 2001. Some *Scytodes* species are synanthropic, such as the Pantropical *Scytodes fusca* Walckenaer, 1837 and *Scytodes itapevi*, which are distributed in North and Southeast of Brazil (Brescovit and Rheims 2000).

Phylogenetically, Scytodidae is placed as a sister group of Drymusidae Simon, 1893, constituting a clade that is grouped with Sicariidae Keyserling, 1880, that is, (Sicariidae(Scytodidae+Drymusidae)) (Platnick et al. 1991; Ramírez 2000). Additionally, Ramírez (2000) pointed out a probable sister group relationship between Scytodidae and Periegopidae Simon, 1893, considering the work of Forster (1995).

The cytogenetical knowledge of Scytodidae is very scarce and is restricted to only two identified and one unidentified *Scytodes* species. The first chromosomal study in scytodids was performed by Diaz and Saez (1966) that described $2n(\♂)=14=12+X_1X_2$ for *Scytodes globula* (under *Scytodes maculata* Holmberg, 1876), with metacentric autosomes and acrocentric X chromosomes. Furthermore, these authors observed that the X chromosomes were strongly heteropycnotic and were paired by their proximal ends from the diplotene until second anaphase. Hetzler (1979) found $2n(\♂)=26$ in *Scytodes* sp., but this author did not provide additional data concerning to the other karyotype characteristics. Rodríguez-Gil et al. (2002) presented a more detailed description of the *Scytodes globula* chromosomes and meiotic behaviour. In this species, the diploid number was $2n(\♂)=13=12+X$, with biarmed autosomes and a submetacentric X chromosome. The bivalents exhibited predominantly one proximal chiasma and the X chromosome, positively heteropycnotic during early prophase I, migrated undivided to one cell pole in anaphase I, generating metaphase II cells with $n=7=6+X$ and $n=6$. According to these authors, the X chromosome was larger than the

autosomes in both anaphase I and II. Král et al. (2006) described a karyotype with $2n(\sigma)=19=18+X$ for *Scytodes thoracica* (Latreille, 1802), composed of four metacentric, two submetacentric, four subtelocentric, and eight acrocentric autosomes. The metacentric X chromosome was the largest element of the complement and appeared associated with a nucleolus during interphase.

The present paper provides for the first time chromosomal data on mitosis and meiosis of *Scytodes fusca* and *Scytodes itapevi*, and adds new karyotype information to the already described *Scytodes globula*, using conventional and differential staining cytogenetical techniques, as well as chromosome measurements, with the purpose of providing additional data for this group of species and the aim of discussing the chromosomal evolution among the *Scytodes* species studied up to now.

Material and Methods

The collection data of the *Scytodes* specimens are presented below. The adults were deposited in the collection of the Laboratório de Artrópodes Peçonhentos, Instituto Butantan, São Paulo, SP, Brazil (IBSP, A.D. Brescovit). With the exception of *Scytodes globula*, which was collected in the forest vegetation, all other species were obtained from external or internal walls of buildings.

Scytodes fusca: Rio Claro (22°41'S 47°56'W), state of São Paulo, Brazil (2♂: 05.02.2004; 3♀ and 8 embryos: 27.01.2006): IBSP 42777, 42778, 63143, 63144, and 63145; Viçosa (20°45'S 42°52'W), state of Minas Gerais, Brazil (3 embryos).

Scytodes itapevi: Boracéia (22°11'S 48°46'W), state of São Paulo, Brazil (4♂ and 1 embryo: 01.11.2004): IBSP 48211, 48214, 48216, and 48217.

Scytodes globula: Serra do Japi, Jundiá (23°11'S 46°53'W), state of São Paulo, Brazil (1♂: 10.2004): IBSP 48237.

Gonads were dissected in physiologic solution for insects (7.5g NaCl, 2.38g Na₂HPO₄, 2.72g KH₂PO₄, in 1 litre of distilled water), transferred to colchicine (Sigma Chemical CO., St. Louis, USA) solution (0.16% in physiologic solution for insects) and left for 2 hours; a volume of hypotonic solution (tap water) equal to that of the colchicine solution was added and after 15 minutes the material was placed in Carnoy I fixative solution (methanol:acetic acid, 3:1) for 60 minutes, after which it was dissociated in a drop of 60% acetic acid on the surface of a glass slide. The slide was

dried on a metal heating plate (35-40°C) and standard stained with a 3% Giemsa solution (47mL water, 1.5mL phosphate buffer pH 6.8, 1.5mL Giemsa Merck – Darmstadt, Germany) for 15 minutes. The same procedure was adopted to the embryos, lowering the colchicine solution concentration to 0.05%. The nucleolar organizer region silver impregnation (Ag-NOR) was made using the method of Howell and Black (1980) and the C-banding technique was performed according to the method described by Sumner (1972). Fluorochrome staining, GC-specific chromomycin A₃ (CMA₃) (Sigma Chemical CO., St. Louis, USA) and AT-specific 4',6-diamidino-2-phenylindole (DAPI) (Sigma Chemical CO., St. Louis, USA), both counterstained with distamycin A (DA) (Sigma Chemical CO., St. Louis, USA), was obtained according to Schweizer (1980). The chromosomal morphology classification was accomplished according to Levan et al. (1964).

The average of the total chromosome length of the haploid set (TCL), including the X chromosome, was obtained on 10 mitotic metaphases for each species, using the software ImageJ (Image Processing and Analysis in Java) developed at the Research Services Branch (RSB) of the U.S. National Institute of Mental Health (NIMH) and available on-line at <http://rsb.info.nih.gov/ij>. Relative length of the X chromosome was calculated as a percentage of the TCL. The statistical test used to compare the TCL obtained for the three *Scytodes* species was the nonparametric Kruskal-Wallis.

Results

Scytodes fusca

The analysis of gonadal and embryonic mitotic metaphases of *S. fusca* indicated $2n(\♂)=31=30+X$ (Fig. 1A) and $2n(\♀)=32=30+XX$ (Fig. 2A), with autosomal pairs 1-13 metacentric and 14, 15 acrocentric, decreasing gradually in size. The X chromosome was metacentric and the largest element of the karyotype (Fig. 1A) (Table 1). No secondary constriction was detected neither in mitotic nor meiotic chromosomes. The TCL was $46.15 \pm 1.14\mu\text{m}$ and the X chromosome corresponded to 16.81% of this length (Table 1). Diplotene cells revealed $15\text{II}+X$, with only one chiasma per bivalent; in this meiotic phase, all bivalents exhibited indicative configuration of one interstitial or terminal chiasma. The X chromosome was an isopycnotic univalent in this phase, but it

was easily identified due to its large size (Fig. 3A). Ag-NOR was detected on the long arm distal region of pair 1 (Fig. 5A).

C-banded mitotic metaphases presented marks on pairs 1, 2, 5, 9, 10, 12 and X chromosome. The general C-banding pattern is distal, on long and/or short arm of the chromosomal elements. In shortest chromosomes banded, the constitutive heterochromatin seemed to occupy the entire arm (Fig. 6A). Pairs 1, 2 and the X chromosome possessed C-bands on the distal region of both long and short arms. Pair 5 exhibited proximal constitutive heterochromatin on the short arm. Pair 9 was the unique with a typical pericentromeric C-band. Pairs 10 and 12 seemed to have the entire short arm C-banded (Fig. 6A).

Scytodes itapevi

Chromosomal preparations from gonadal tissue of *S. itapevi* exhibited mitotic metaphases with $2n(\♂)=17=16+X$ (Fig. 1B) and $2n(\♀)=18=16+XX$ (Fig. 2B), autosomal pairs 1, 4-7 subtelocentric and pairs 2, 3 and 8 submetacentric (Fig. 1B). Pairs 1 and 2 were noticeably larger than all the other autosomes and the X chromosome was subtelocentric and the largest element of the diploid set (Fig. 1B) (Table 1). No secondary constriction was observed in mitotic or meiotic chromosomes. The TCL was $76.10 \pm 3.12\mu\text{m}$ and the X chromosome represented 20.81% of this length (Table 1). Cells in diplotene and diakinetik stages showed $8\text{II}+X$, with all bivalents exhibiting one interstitial or terminal chiasma in each one. The univalent X chromosome was easily distinguished from the autosomal bivalents due to its large size, negative heteropycnosis, and the parallel position of the sister chromatids (Fig. 3B). Ag-NOR was found on the short arm in one element of pair 4 (Fig. 5B-C).

Scytodes globula

The study of spermatogonial metaphases of *S. globula* revealed $2n(\♂)=13=12+X$ (Fig. 1C), autosomal pairs 1, 2 and 6 metacentric, and pairs 3-5 submetacentric, decreasing gradually in size. The X chromosome was metacentric and the third largest element of the karyotype (Fig. 1C) (Table 1). No secondary constriction was noticed. The TCL was $63.29 \pm 4.79\mu\text{m}$ and the X chromosome was equivalent to 15.31% of this length (Table 1). Diplotene cells showed $6\text{II}+X$, with only one interstitial chiasma in all

bivalents. The X chromosome was recognized as the unique univalent during this stage, being isopycnotic in relation to the bivalents (Fig. 3C). Metaphases II cells exhibited $n=7=6+X$ (Fig. 4A) and $n=6$ (Fig. 4B). In the cells with $n=7$ standard stained, the X chromosome could not be precisely distinguished due to the absence of differential heteropycnosis and/or degree of condensation (Fig. 4A); however, when these same cells were submitted to the C-banding technique, the X chromosome was unequivocally identified due to the presence of two bands on long arm and one on short arm (Fig. 4C). Mitotic metaphases impregnated by silver nitrate showed Ag-NORs on the long arm distal region of pair 1 and in one element of pair 2 (Fig. 5D-E).

Mitotic metaphases submitted to the C-banding technique exhibited a pattern that allowed the exact identification of almost all chromosomal pairs (Fig. 6B-D). In this species, the pericentromeric C-band pattern was lacking. However, additional C bands were detected on all chromosomal elements of the complement. These additional C bands were prominent blocks that occurred in homomorphic or heteromorphic conditions (Fig. 6C-D). The chromosomal elements of pair 1 were heteromorphic in relation to the presence of additional C band on long arm, that is, one element possessed C band on interstitial region and the other on distal region (Fig. 6C-D). Pairs 2 and 3 possessed a quite similar additional C-band pattern, showing two C bands on long arm interstitial portion; but, in the pair 2, there was a size heteromorphism that involved the C band nearest the centromere (Fig. 6C). The pairs 4 and 5 did not reveal well-defined additional C-band pattern; but both seemed to have proximal C band on the long arm; furthermore, one chromosomal element of pair 4 and pair 5 seemed to exhibit a distal C band on short arm and both elements of pair 5 showed distal C band on long arm (Fig. 6C-D). The pair 6 revealed a prominent interstitial C band on the long arm (Fig. 6C-D), and the X chromosome was easily identified by the presence of two interstitial C bands on the long arm and one, also interstitial, on the short arm (Fig. 6C). In more condensed mitotic metaphases (Fig. 6D), the two C bands on the long arm of pair 3 and X chromosome (Fig. 6C) were closely associated, appearing as a large and single band (Fig. 6D).

In all mitotic metaphases analyzed, there was a complete correspondence between the C-banding pattern and the CMA₃ negative regions in pairs 2, 3, 6 and X chromosome (Fig. 6C and 7A). Positive CMA₃ region was only found on the long arm

interstitial region in one element of pair 1, corresponding to the C-band (Fig. 6C and 7A). Pairs 4 and 5 did not reveal any CMA₃ mark (Fig. 7A). DAPI positive blocks were observed in pairs 2, 6 and X chromosome, corresponding to the most prominent CMA₃ negative regions in these chromosomes (Fig. 7). Pairs 1, 3-5 did not exhibit any DAPI labelling (Fig. 7B).

Statistical comparison of the TCL

The values obtained for the TCL of *S. itapevi* and *S. globula* (Table 1) were not statistically different (Kruskal-Wallis, $p>0.05$) (Fig. 8), whereas the TCL value of *S. fusca* was significantly different of those found in *S. itapevi* and *S. globula* (Kruskal-Wallis, $p<0.05$).

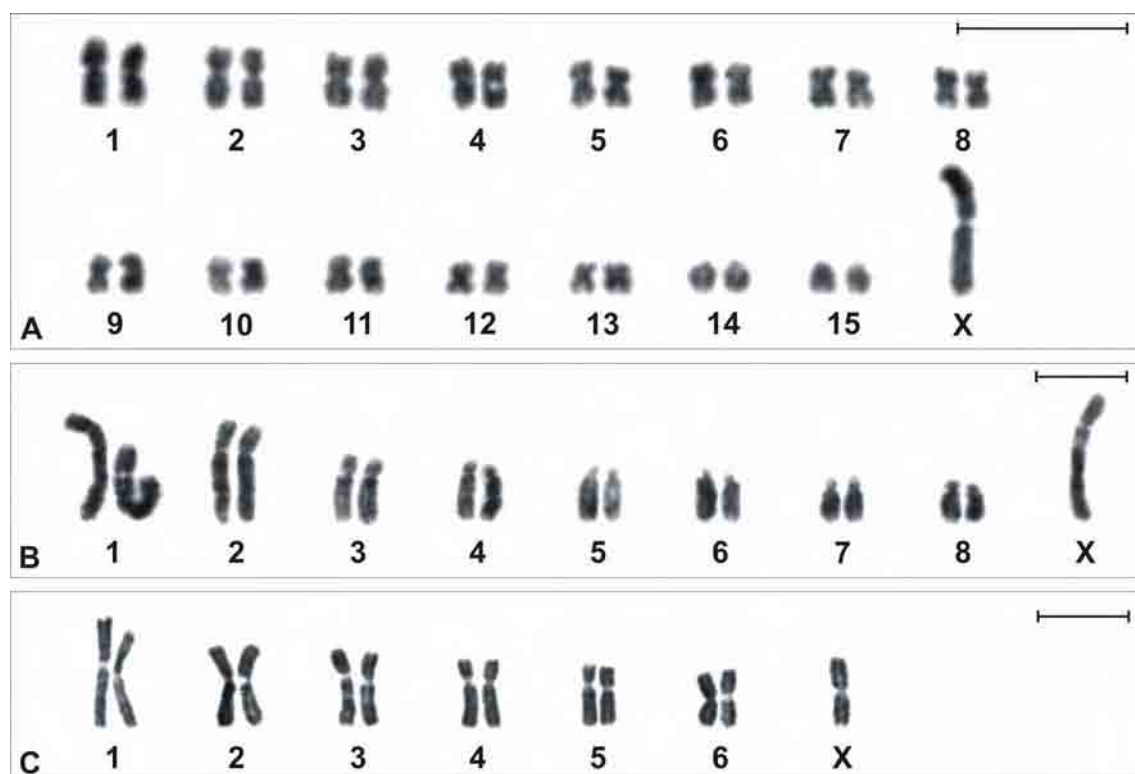


Fig. 1. *Scytodes* species male karyotypes standard stained with Giemsa. **A.** *Scytodes fusca*, $2n=31=30+X$.

B. *Scytodes itapevi*, $2n=17=16+X$. **C.** *Scytodes globula*, $2n=13=12+X$. Bar = 10 μm .

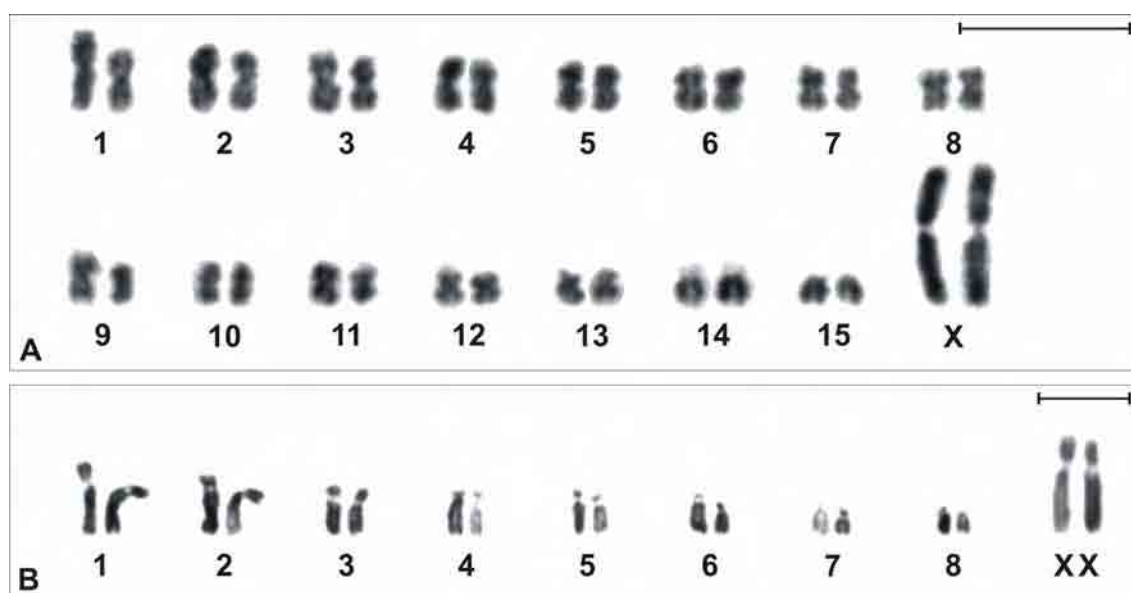


Fig. 2. *Scytodes* species female karyotypes stained with Giemsa. **A.** *Scytodes fusca*, $2n=32=30+XX$. **B.** *Scytodes itapevi*, $2n=18=16+XX$. Bar = 10 μm.

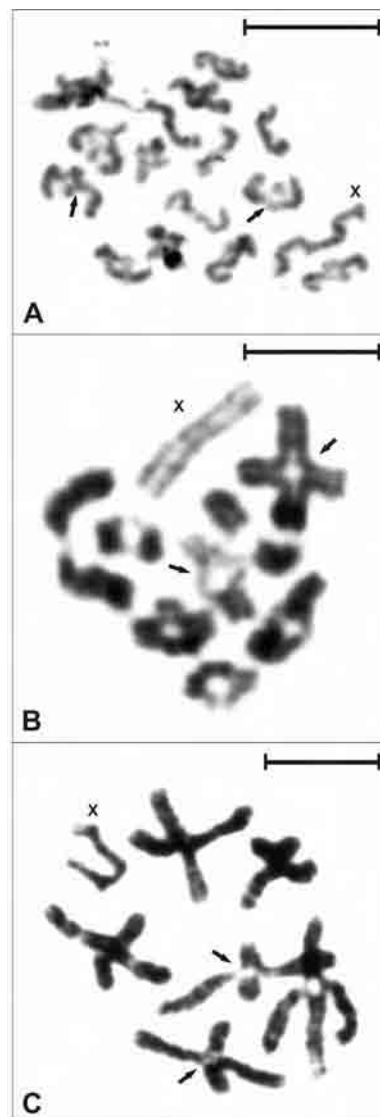


Fig. 3. *Scytodes* species diplotene/diakinetive cells stained with Giemsa. **A.** *Scytodes fusca*, 15II+X. **B.** *Scytodes itapevi*, 8II+X. **C.** *Scytodes globula*, 6II+X. Arrows indicate the chiasma position. Bar = 10 μ m.

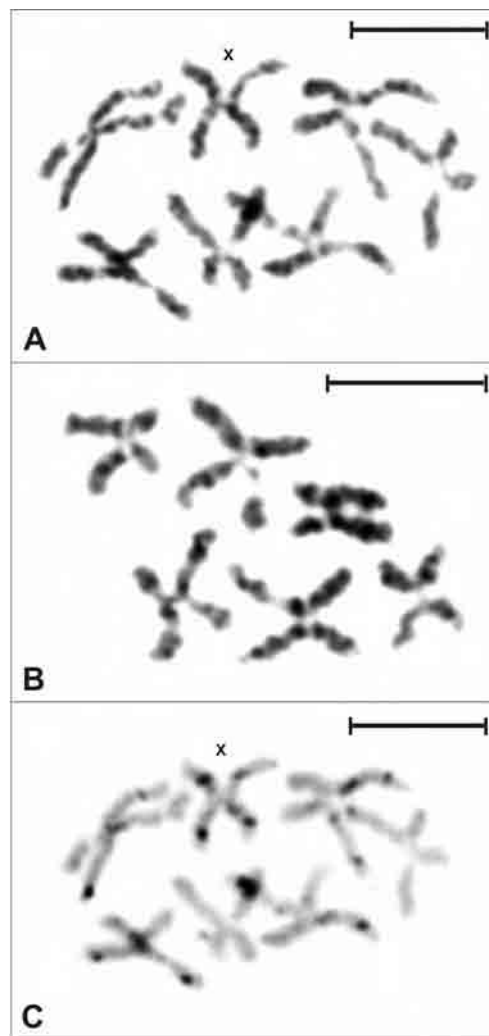


Fig. 4. Metaphases II of *Scytodes globula*. **A-B.** Standard stained with Giemsa, $n=7=6+X$ and $n=6$, respectively. **C.** The same cell showed in **A** submitted to the C-banding technique. Bar = 10 μm .

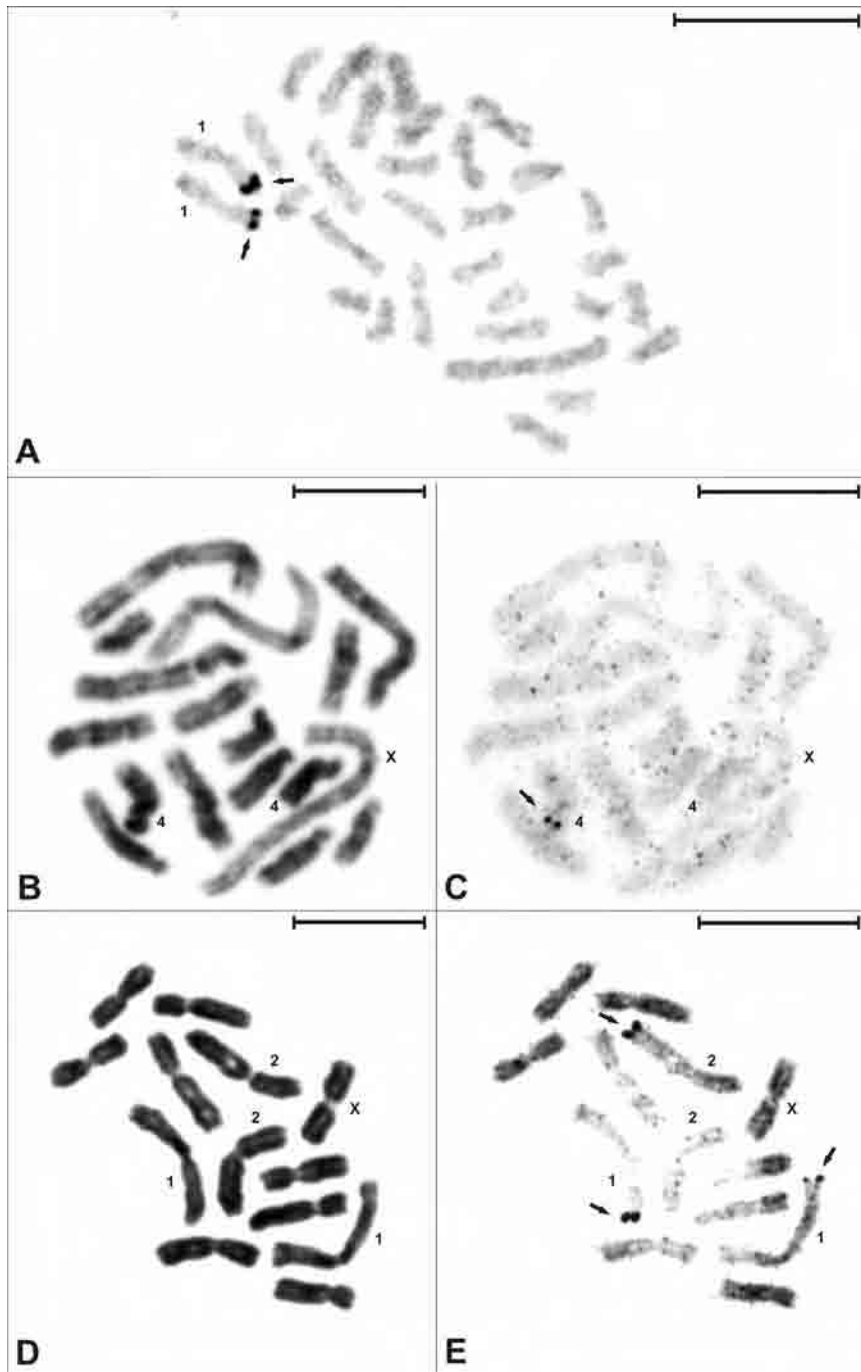


Fig. 5. Mitotic metaphases of the *Scytodes* species. **A.** *Scytodes fusca* male, $2n=31=30+X$, impregnated by silver nitrate. **B-C.** *Scytodes itapevi* male, $2n=17=16+X$. **B.** Standard stained. **C.** The same cell showed in **B** submitted to the silver nitrate impregnation. **D-E.** *Scytodes globula* male, $2n=13=12+X$. **D.** Giemsa stained. **E.** The same cell exhibited in **D** submitted to the silver nitrate impregnation. The chromosomes bearing NORs are numbered and the NORs are indicated by the arrows. Bar = 10 μm .

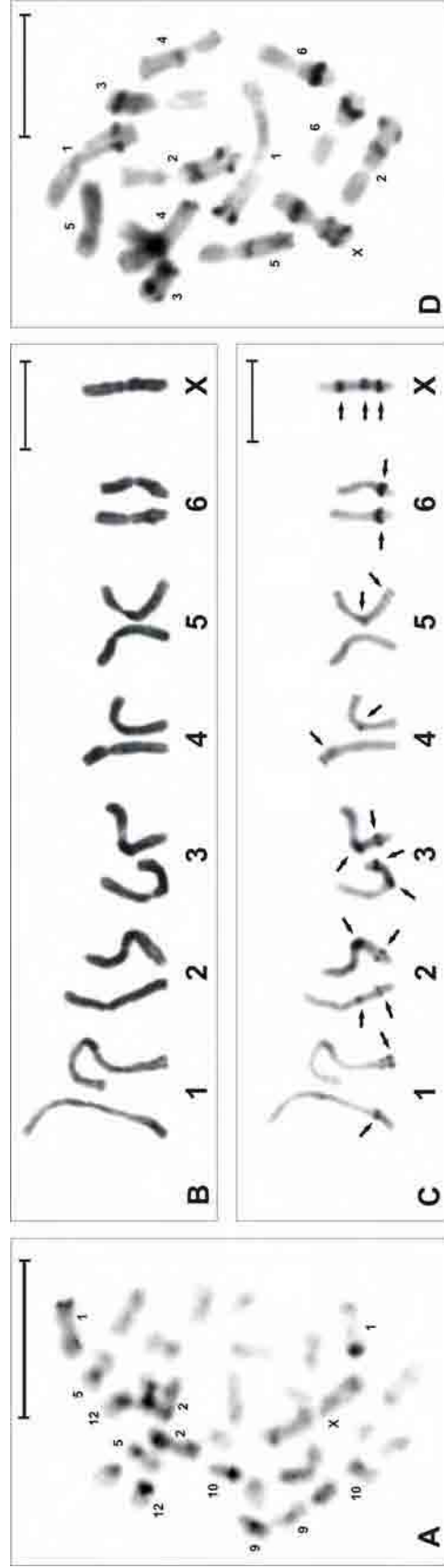


Fig. 6. *Scytodes* species mitotic chromosomes. **A.** *Scytodes fusca* male C-banded metaphase, $2n=31=30+X$. Chromosomes with bands are numbered. **B-C.** *Scytodes globula* male karyotype, $2n=13=12+X$. **B.** Giemsa stained. **C.** The same karyotype showed in **B**, C-banded. The arrows indicate the C bands. **D.** *Scytodes globula* C-banded spermatogonial metaphase. Bar = 10 μm .

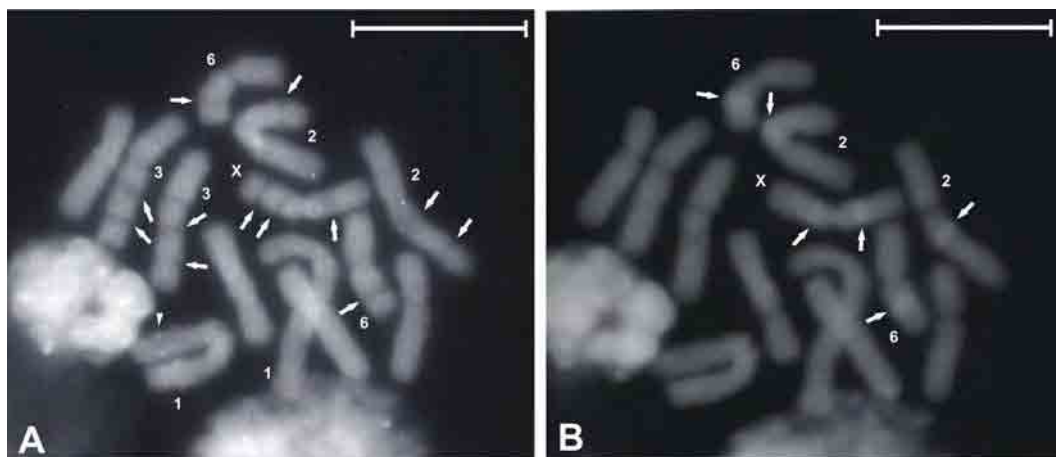


Fig. 7. Spermatogonial metaphase of *Scytodes globula*, $2n=13=12+X$, submitted to the fluorochrome staining. **A.** CMA₃ stained; the arrows indicate the negative blocks on some chromosomes and the arrowhead denotes the CMA₃ positive dots in one element of pair 1. **B.** DAPI stained; the arrows point to DAPI positive regions. Bar = 10 µm.

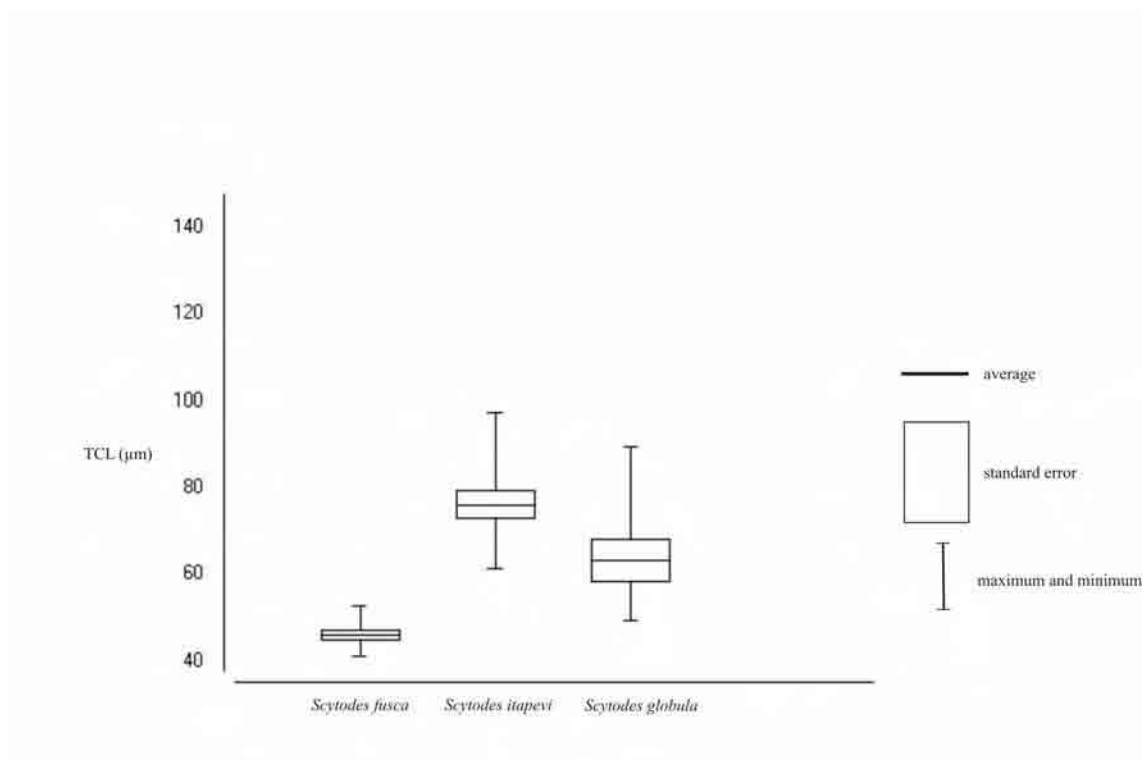


Fig. 8. Distribution of the total chromosome length of the haploid set (TCL) values obtained for the *Scytodes* species.

Table 1 – Average values of the individual and total chromosome length of the haploid set (TCL) based on 10 mitotic metaphases of each one of the *Scytodes* species.

<i>Scytodes fusca</i>		<i>Scytodes itapevi</i>		<i>Scytodes globula</i>	
Chromosome	Length(µm)	Chromosome	Length(µm)	Chromosome	Length(µm)
1	4.31	1	14.75	1	11.96
2	3.61	2	11.80	2	10.19
3	3.31	3	7.59	3	8.77
4	3.10	4	6.53	4	8.29
5	2.85	5	5.88	5	7.54
6	2.74	6	5.08	6	6.85
7	2.54	7	4.63	X	9.69
8	2.41	8	4.02		
9	2.26	X	15.83		
10	2.08				
11	2.03				
12	1.90				
13	1.80				
14	1.80				
15	1.65				
X	7.76				
TCL=46.15 ±1.14		TCL=76.10 ±3.12		TCL = 63.29 ±4.79	

Discussion

The *S. fusca* diploid number, $2n=31$, is the highest registered for the Scytodidae species analyzed up to now and is only lower than the $2n=37$ observed in *Drymusa capensis* Simon, 1893 (Drymusidae), $2n=33$ recorded for *Filistata insidiatrix* (Forskål, 1775) (Filistatidae) by Král et al. (2006), and $2n=32$ described by Parida and Sharma (1987) and Sharma and Parida (1987) for the pholcid *Artema atlanta* Walckenaer, 1837 (misspelled *Artema atlenta*) among all the haplogynes cytogenetically studied. The diploid number of *S. globula* studied here, $2n=13$, is equal to that encountered for the same species by Rodríguez-Gil et al. (2002) and *Ochyrocera* sp. (Král et al. 2006), and is the lowest chromosomal number found among the haplogynes with monocentric chromosomes, that is, except in relation to those registered for Dysderidae C.L. Koch, 1837 and Segestriidae Simon, 1893 species, whose chromosomes were described as holocentric.

The *S. globula* specimens from Brazil analyzed in this work and those from Argentina characterized by Rodríguez-Gil et al. (2002) exhibited $2n(\♂)=13=12+X$ with all chromosomes biarmed and those from Uruguay examined by Diaz and Saez (1966) showed $2n(\♂)=14=12+X_1X_2$ with metacentric autosomes and acrocentric X chromosomes. These intraspecific and interpopulational differences can be due to a centric fission/fusion event involving the X chromosome. Misidentification of the sex determination chromosome system (SDCS) by Diaz and Saez (1966) is improbable, considering that these authors mentioned that despite the sex chromosomes being associated during a period of meiosis, they were free in gonial divisions..

It is difficult to establish some relationship among the $2n(\♂)=26$ found in an unidentified *Scytodes* species by Hetzler (1979) and the other analyzed representatives of the genera. First, besides the species did not have been identified, the place of specimens collection was not provided. Second, there is not any additional information concerning to the karyotype, such as type of SDCS, chromosomal morphology, or meiosis course. Thus, taken into account only the diploid number found in this species, two propositions can be presented, that is, this species could be distinct from the others karyotyped up to now, showing 24 autosomes and X_1X_2 system, or the author encountered, in reality, cells in a temporary polyploid state of a species with $2n(\♂)=13$, maybe closely related to *S. globula*. Cellular cysts grouping cells during spermatogenesis, connected via intercellular bridges, have been described in some haplogyne spiders (Alberti and Weinmann 1985; Araujo et al. 2005).

The intrageneric chromosome number variability observed among the *Scytodes* species cytogenetically analyzed, ranging from $2n=13$ in *S. globula* (Rodríguez-Gil et al. 2002; present work) to $2n=31$ in *S. fusca*, is very uncommon among spiders. There is only two records of this magnitude, on the mygalomorph genus *Atypus* Latreille, 1804, ranging from $2n=14$ (Řezáč et al. 2006) to $2n=\pm 44$ (Suzuki 1954), and the segestriid genus *Ariadna* Audouin, 1826, ranging from $2n=7$ (Suzuki 1950, 1954) to $2n=23$ (Hetzler 1979); however, this last family could be considered as a particular case, since the authors have demonstrated the holokinetic nature of the chromosomes in its species. Thus, our report on *Scytodes* is the first of that order of magnitude in araneomorph spiders with exclusively monocentric chromosomes.

Other case of such intrageneric numerical variability concerns to two species of the salticid genus *Menemerus*, ranging from $2n=14$ (12 metacentric + X_1X_2 acrocentric) in *Menemerus illigeri* (Audouin, 1826) to $2n=28$ (26 acrocentric + X_1X_2 acrocentric) in *Menemerus semilimbatus* (Hahn, 1829) (Gorlova et al. 1997). According to the authors, the karyotype of *M. illigeri* had evolved mainly as a result of multiple Robertsonian fusions. In the case of the *Scytodes* species, it is interesting to note that the chromosomal morphology is in general maintained biarmed, both in *S. globula* ($2n=13$) and *S. fusca* ($2n=31$). Thus, a close relationship between these two species based on chromosome number and morphology is hard to be considered. Even a total centric fusion/fission of all chromosomes of the diploid set, being the last event followed by pericentric inversions, could not explain such difference in the diploid number. A close relationship between *S. globula* ($2n=13$) and *S. itapevi* ($2n=17$) is more probable, considering that *S. itapevi* has four autosomal pairs submetacentric and the difference in chromosome number and morphology could be explained by the occurrence of centric fissions/fusions between the chromosomes from a common ancestral of these species. The statistical analysis of the TCL values of the three *Scytodes* species is in agreement with this hypothesis, considering that significant difference was found among the TCL of *S. fusca* and those of the other two *Scytodes* species, but not between the TCL of *S. itapevi* and *S. globula*. The species *S. thoracica* ($2n=19$), karyotyped by Král et al. (2006), has a Holoartic distribution (Platnick 2007) and is not considered closely related to the Neotropical *Scytodes* species from the taxonomical point of view.

At first glance, the unique characteristic that seems to group *S. fusca* and *S. globula* is the location of the NOR on the long arm distal region of pair 1, while in *S. itapevi*, the NOR is located on the pair 4 short arm. However, instead of the similar NOR position in *S. fusca* and *S. globula*, there is no evidence of total homeology between the pair 1 of these two species based on chromosomal lengths (Table 1).

The C-banded chromosomes of *S. globula* revealed a large amount of constitutive heterochromatin, corresponding to 19.99% of the TCL, greatly rich in A-T bases, as demonstrated by the fluorochrome staining, in the majority of the chromosomes. In *S. fusca*, the constitutive heterochromatic segments represent 11.92% of the TCL. Despite there is not available data on constitutive heterochromatin pattern of *S. itapevi*, it seems to be plausible that, at least in part, some differences in the TCL values obtained among

the species could be a result of differences in the constitutive heterochromatin content among the *Scytodes* species.

In conclusion, taken into account the diploid number, the chromosomal morphology, and the TCL, the species *S. globula* seems to be more closely related to *S. itapevi* than to *S. fusca*, corroborating the placement of *S. globula* and *S. itapevi* in the “*globula* group”, as proposed by Rheims and Brescovit (2001). The analysis of other species of this group is important to verify whether the karyotype characteristics of these species are in agreement with those found until now in the “*globula* group”. Furthermore, the chromosomal variability found in the *Scytodes* species analyzed up to now can be an indicative of the importance of a cladistic analysis of the genus.

Acknowledgments

We are indebt to MSc. Leandro Yokota, Universidade Estadual Paulista (UNESP), Instituto de Biociências, Departamento de Zoologia, Rio Claro, SP, Brazil, for his helpful comments and suggestions on statistic analysis, and to Dr. Carmem Silvia Fontanetti Christofolletti, Universidade Estadual Paulista (UNESP), Instituto de Biociências, Departamento de Biologia, Rio Claro, Brazil, for suggestions and critical reading of the manuscript.

References

- Alberti G, Weinmann C (1985) Fine structure of spermatozoa of some labidognath spiders (Filistatidae, Segestriidae, Dysderidae, Oonopidae, Scytodidae, Pholcidae; Araneae; Arachnida) with remarks of spermiogenesis. *J Morphol* **185**: 1-35.
- Araujo D, Brescovit AD, Rheims CA, Cella DM (2005) Chromosomal data of two pholcids (Araneae, Haplogynae): a new diploid number and the first cytogenetical record for the New World clade. *J Arachnol* **33**: 591-596.
- Brescovit AD, Rheims CA (2000) On synanthropic species of the genus *Scytodes* Latreille (Araneae, Scytodidae) of Brazil, with synonymies and records of these species in other Neotropical countries. *Bull Br Arachnol Soc* **11**(8): 320-330.
- Diaz MO, Saez FA (1966) Karyotypes of south-american Araneida. *Mem Inst Butantan* **33**(1): 153-154.

- Gorlova OYu, Gorlov IP, Nevo E, Logunov DV (1997) Cytogenetic studies on seventeen spider species from Israel. *Bull Br Arachnol Soc* **10**(7): 249-252.
- Hetzler S (1979) Some studies of spider chromosomes. *Am Arachnol* **20**: 20.
- Howell WM, Black DA (1980) Controlled silver staining of nucleolus organizer regions with protective colloidal developer: a 1-step method. *Experientia* **36**: 1014-1015.
- Král J, Musilová J, Št'ahlavský F, Řezáč M, Akan Z, Edwards RL, Coyle FA, Almerje CR (2006) Evolution of the karyotype and sex chromosome systems in basal clades of araneomorph spiders (Araneae: Araneomorphae). *Chromosome Res* **14**: 859-880.
- Levan AK, Fredga K, Sandberg AA (1964) Nomenclature for centromeric position on chromosomes. *Hereditas* **52**: 201-220.
- Parida BB, Sharma NN (1987) Chromosome number, sex mechanism and genome size in 27 species of Indian spiders. *Chromosome Information Service* **43**: 11-13.
- Platnick NI (2007) The world spider catalog, version 7.5. American Museum of Natural History, online at <http://research.amnh.org/entomology/spiders/catalog/index.html>.
- Platnick NI, Coddington JA, Forster RR, Griswold CE (1991) Spinneret morphology and the phylogeny of haplogyne spiders (Araneae, Araneomorphae). *Am Mus Novitates* **3016**: 1-73.
- Ramírez MJ (2000) Respiratory system morphology and the phylogeny of haplogyne spiders (Araneae, Araneomorphae). *J Arachnol* **28**: 149-157.
- Řezáč M, Král J, Musilová J, Pekár S (2006) Unusual karyotype diversity in the European spiders of the genus *Atypus* (Araneae: Atypidae). *Hereditas* **143**: 123-129.
- Rheims CA, Brescovit AD (2001) New species and records of *Scytodes* Latreille, 1804 of the “*globula* group” from Brazil (Araneae, Scytodidae). *Andrias* **15**: 91-98.
- Rodríguez-Gil SG, Mola LM, Papeschi AG, Scioscia CL (2002) Cytogenetic heterogeneity in common haplogyne spiders from Argentina (Arachnida, Araneae). *J Arachnol* **30**: 47-56.
- Schweizer D (1980) Simultaneous fluorescent staining of R bands and specific heterochromatin regions (DA-DAPI bands) in human chromosomes. *Cytogenet Cell Genet* **27**:190-193.
- Sharma N, Parida BB (1987) Study of chromosomes in spiders from Orissa. *Pranikee* **8**: 71-76.

Sumner AT (1972) A simple technique for demonstrating centromeric heterochromatin. *Exp Cell Res* **75**: 304-306.

Suzuki S (1950) Spiders with extremely low and high chromosome numbers. *Jpn J Genet* **25**: 221-222.

Suzuki S (1954) Cytological studies in spiders. III. Studies on the chromosomes of fifty-seven species of spiders belonging to seventeen families, with general considerations on chromosomal evolution. *Journal of Science of the Hiroshima University* **15(B)**: 23-136.

VI. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Após a realização de uma revisão abrangente sobre os dados citogenéticos de aranhas e da análise cromossômica de outras espécies deste grupo, ficou evidente que um dos principais fatores limitantes para o estabelecimento de relações cariotípicas entre as aranhas é a escassez de informações. Considerando que das 108 famílias de aranhas descritas taxonomicamente, apenas 58 tiveram representantes analisados do ponto de vista citogenético, fica evidente que muitas vezes faltam dados cromossômicos relativos a grupos filogeneticamente próximos aquele que está sendo estudado, fato que prejudica a inferência dos processos de diferenciação cromossômica ocorridos. Além disso, em muitas famílias, os registros cariológicos estão restritos a uma ou poucas espécies, ao passo que em outras há uma maior quantidade de táxons estudados. Esta concentração de dados em algumas famílias, como, por exemplo, Lycosidae e Salticidae, responsáveis por mais de 30% das espécies cariotipadas, está relacionada principalmente a alta diversidade e abundância das espécies pertencentes a estas famílias, bem como a relativa facilidade de coleta de exemplares, devido ao habitat e até mesmo ao tamanho do animal, e de obtenção de cromossomos mitóticos e meióticos. Levando-se em conta o exposto, seria fundamental priorizar a realização de um esforço para coleta de espécimes relacionados às famílias desconhecidas citogeneticamente, através de expedições aos seus locais de ocorrência ou de trabalhos em parceria com pesquisadores que tenham acesso a captura de espécies pertencentes a esses grupos de aranhas. De igual importância seria a utilização de métodos de coleta específicos para determinados grupos, como o extrator de Winkler, na tentativa de se obter aranhas que

habitam a serrapilheira, a qual compreende muitas vezes, espécies de famílias não estudadas cromossomicamente.

As informações citogenéticas obtidas na literatura incluem descrições que são em alguns casos fragmentárias ou demasiadamente sucintas, não contemplando dados relativos ao sistema cromossômico de determinação sexual, morfologia cromossômica ou local de coleta dos exemplares utilizados. Além disso, alguns artigos encontram-se redigidos em língua não inglesa. Esses fatores geram dificuldades no estabelecimento de comparações entre os cariótipos já descritos e aqueles analisados pelo pesquisador.

Dados cromossômicos podem ser extremamente úteis para reunir espécies em grupos, ou mesmo para corroborar agrupamentos já descritos e baseados em características morfológicas externas. Considerando-se que quanto maior o número de caracteres cariológicos levantados, maior serão as informações disponíveis para esta aplicação citotaxonomica da citogenética, é de extrema importância a aplicação de técnicas de coloração diferencial e citogenética molecular, bem como a análise criteriosa de todas as características cromossômicas possíveis. Essas metodologias mais refinadas são também decisivas no estudo da evolução cromossômica. No caso específico de Sicariidae, técnicas de hibridização *in situ* fluorescente que utilizam sondas dos cromossomos sexuais inteiros promoveriam um grande avanço no sentido de se obter confirmações a respeito de afirmações baseadas nos dados disponíveis atualmente e detalhes adicionais sobre a origem e diferenciação do sistema cromossômico de determinação sexual do tipo X_1X_2Y .

As características citogenéticas não devem ser consideradas de forma isolada para se realizar afirmações acerca das relações de proximidade entre os táxons. Tais proposições devem ser feitas à luz de trabalhos filogenéticos, sejam baseados em caracteres morfológicos externos ou em dados moleculares. Adicionalmente, é desejável também que se utilizem trabalhos de biologia evolutiva de outras áreas do conhecimento, como, por exemplo, a comparação entre as composições e propriedades dos venenos em aranhas e sua distribuição evolutiva. Por fim, o ideal seria a elaboração de um trabalho que contemplasse tanto dados cromossômicos como não cromossômicos do grupo de interesse, com a participação de citogeneticistas, sistematas e biólogos moleculares, entre outros, da mesma forma que a descrição de uma nova espécie, por

exemplo, poderia, quando possível, não ficar restrita somente a caracteres morfológicos externos e geográficos.

VII. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Amalin DM (1988) Morphology, life history and cytology of three orb-weaving spiders (Araneae: Araneidae) causing araneidism in the Philippines. College, Laguna (Philippines): 79p.

Amalin DM, Barrion AA, Rueda LM (1992) Morphology and cytology of *Argiope catenulata* (Doleschall) (Araneae:Araneidae). Asia Life Sciences **1(1-2)**: 35-44.

Amalin DM, Barrion AA, Jayoma M (1993) Comparative karyomorphology of two *Neoscona* species (Araneae:Araneidae). Philippine Entomologist **9(1)**: 1-6.

Araujo D, Brescovit AD, Rheims CA, Cella DM (2005a) Chromosomal data of two pholcids (Araneae, Haplogynae): a new diploid number and the first cytogenetical record for the new world clade. The Journal of Arachnology **33(2)**: 591-596.

Araujo D, Cella DM, Brescovit AD (2005b) Cytogenetic analysis of the neotropical spider *Nephilengys cruentata* (Araneomorphae, Tetragnathidae): standard staining, NORs, C-bands and base-specific fluorochromes. Brazilian Journal of Biology **65(2)**: 193-202.

Avilés L, Maddison W (1991) When is the sex ratio biased in social spiders?: chromosome studies of embryos and male meiosis in *Anelosimus* species (Araneae, Theridiidae). The Journal of Arachnology **19**: 126-135.

Avilés L, Varas C, Dyreson E (1999) Does the African social spider *Stegodyphus dumicola* control the sex of individual offspring? *Behavioral Ecology and Sociobiology* **46**: 237-243.

Avilés L, McCormack J, Cutter A, Bukowski T (2000) Precise, highly female-biased sex ratios in a social spider. *Proceedings of the Royal Society of London, Series B* **267**: 1445-1449.

Barrion AA, Amalin DM, Casal CV (1989) Morphology and cytology of the lynx spider *Oxyopes javanus* (Thorell). *Philippine Journal of Science* **118(3)**: 229-237.

Beçak W, Beçak ML (1960) Constituição cromossômica de duas espécies de aranhas do gênero "*Loxosceles*". *Revista Brasileira de Biologia* **20(4)**: 425-427.

Benavente R (1982) Holocentric chromosomes of arachnids: presence of kinetochore plates during meiotic divisions. *Genetica* **59**: 23-27.

Benavente R, Wettstein R (1977) An ultrastructural cytogenetic study on the evolution of sex chromosomes during the spermatogenesis of *Lycosa malitiosa* (Arachnida). *Chromosoma* **64**: 255-277.

Benavente R, Wettstein R (1980) Ultrastructural characterization of the sex chromosomes during spermatogenesis of spiders having holocentric chromosomes and a long diffuse stage. *Chromosoma* **77**: 69-81.

Benavente R, Wettstein R, Papa M (1982) Ultrastructural analysis of the X₁X₂X₃0 sex chromosome system during the spermatogenesis of *Tegenaria domestica* (Arachnida). *Journal of Cell Science* **58**: 411-422.

Berry EH (1906) The "Accessory chromosome" in *Epeira*. *The Biological Bulletin* **11**: 193-201.

Bole-Gowda BN (1950) The chromosome study in the spermatogenesis of two lynx-spiders (Oxyopidae). *Proceedings of the Zoological Society of Bengal* **3(2)**: 95-107.

Bole-Gowda BN (1952) Studies on the chromosomes and the sex-determining mechanism in four hunting spiders (Sparassidae). Proceedings of the Zoological Society of Bengal **5(1)**: 51-70.

Bole-Gowda BN (1958) A study of the chromosomes during meiosis in twenty-two species of Indian spiders. Proceedings of the Zoological Society of Bengal **11(2)**: 69-108.

Bösenberg H (1905) Beiträge zur Kenntnis der Spermatogenese bei den Arachnoiden. Zool. Jahrb. Anat. Ont. **21**: 515-570.

Brum-Zorrilla N, Cazenave AM (1974) Heterochromatin localization in the chromosomes of *Lycosa malitiosa* (Arachnida). Experientia **30(1)**: 94-95.

Brum-Zorrilla N, Postiglioni A (1980) Karyological studies on Uruguayan spiders I. Banding pattern in chromosomes of *Lycosa* species (Araneae-Lycosidae). Genetica **54**: 149-153.

Bugayong MJG, Barrion AA, Papag RB (1999) Karyotype of the egg chromosomes of the wolf spider *Hippasa holmerae* Thorell (Araneae: Lycosidae). Philippine Agricultural Scientist **82(3)**: 296-299.

Carandang RB, Barrion AA (1994a) Karyotype of the egg chromosomes of *Argiope luzona* (Walck.), and orb-weaving spider (Araneae, Araneidae). Philippine Entomologist **9(4)**: 443-447.

Carandang RB, Barrion AA (1994b) Karyotype of egg chromosomes of an orb weaving spider *Argiope shillongensis* Sinha (Araneae: Argiopidae). Integrate pest management: learning from experience, p. 32-33.

Carnoy JB (1885) La cytotidiérese chez les arthropodes. La Cellule **1**: 191-440.

Chen SH (1999) Cytological studies on six species of spiders from Taiwan (Araneae: Theridiidae, Psecridae, Uloboridae, Oxyopidae, and Ctenidae). Zoological Studies **38(4)**: 423-434.

Chickering AM, Hard W (1935) Notes on the spermatogenesis of spiders. Pap. Mich. Acad. Sci. **20**: 589-595.

Coddington JA, Levi HW (1991) Systematics and evolution of spiders (Araneae). Ann. Rev. Ecol. Syst. **22**: 565-592.

Cokendolpher JC (1989) Karyotypes of three spider species (Araneae: Pholcidae: *Physocyclus*). Journal of the New York Entomological Society **97(4)**: 475-478.

Cokendolpher JC, Brown JD (1985) Air-dry method for studying chromosomes of insects and arachnids. Entomological News **96(3)**: 114-118.

Das SN, Das CC (1974) Chromosomes of *Phidippus* sp. (Salticidae, Araneae). Current Science **43**: 52.

Datta SN, Chatterjee K (1983) Chromosome number and sex-determining system in fifty-two species of spiders from North-East India. Chromosome Information Service **35**: 6-8.

Datta SN, Chatterjee K (1984) The chromosome behaviour in the spermatogenesis of two species of Indian araneid spiders. Perspectives in Cytology and Genetics **4**: 433-436.

Datta SN, Chatterjee K (1988) Chromosomes and sex determination in 13 araneid spiders of North-Eastern India. Genetica **76**: 91-99.

Datta SN, Chatterjee K (1989) Study of meiotic chromosomes of four hunting spiders of north eastern India. Perspectives in Cytology and Genetics **6**: 414-424.

Datta SN, Chatterjee K (1992a) Chromosomes and sex determination in three species of spinner spiders from northeastern India. Cell and Chromosome Research **15(2)**: 64-69.

Datta SN, Chatterjee K (1992b) Meiotic behaviour of chromosomes in two higher web weaver spiders. Perspectives in Cytology and Genetics **7**: 851-860.

Datta SN, Dey M, Chatterjee K (1995) Chromosome analysis during spermatogenesis of three *Trionycha* spiders from north eastern India. *Perspectives in Cytology and Genetics* **8**: 673-677.

Diaz MO, Saez FA (1966) Karyotypes of South-American Araneida. *Memorias do Instituto Butantan* **33(1)**: 153-154.

Gorlov IP, Gorlova OYU, Logunov DV (1995) Cytogenetic studies on Siberian spiders. *Hereditas* **122**: 211-220.

Gorlova OYU, Gorlov IP, Nevo E, Logunov DV (1997) Cytogenetic studies on seventeen spider species from Israel. *Bulletin of the British Arachnological Society* **10(7)**: 249-252.

Griswold CE, Coddington JA, Hormiga G, Scharff N (1998) Phylogeny of the orb-web building spiders (Araneae, Orbiculariae: Deinopoidea, Araneoidea). *Zool. J. Linn. Soc.* **123**: 1-99.

Griswold CE, Coddington JA, Platnick NI, Forster RR (1999) Towards a phylogeny of entelegyne spiders (Araneae, Araneomorphae, Entelegynae). *The Journal of Arachnology* **27**: 53-63.

Griswold CE, Ramírez MJ, Coddington JA, Platnick NI (2005) Atlas of phylogenetic data for entelegyne spiders (Araneae: Araneomorphae: Entelegynae) with comments on their phylogeny. *Proceedings of the California Academy of Sciences* **56(2)**: 1-324.

Gunnarsson B, Andersson A (1992) Chromosome variation in embryos of a solitary spider, *Pityohyphantes phrygianus*, with skewed sex ratio. *Hereditas* **117**: 85-91.

Hackman W (1948) Chromosomenstudien an Araneen mit besonderer berücksichtigung der geschlechtschromosomen. *Acta Zoologica Fennica* **54**: 1-101.

Hancock AJ, Rowell DM (1995) A chromosomal hybrid zone in the Australian huntsman spider, *Delena cancerides* (Araneae: Sparassidae). Evidence for a hybrid zone near Canberra, Australia. *Australian Journal of Zoology* **43**: 173-180.

- Hard WL (1939) The spermatogenesis of the lycosid spider *Schizocosa crassipes* (Walckenaer). *Journal of Morphology* **65**(1): 121-153.
- Hetzler S (1979) Some studies of spider chromosomes. *American Arachnology* **20**: 20.
- Hong W, Ben-Ming R, Xin-Ping W (1992) Chromosome study of the spider *Agelena difficilis*. *Acta Arachnologica Sinica* **1**(1): 43-44.
- Howell WM, Black DA (1980) Controlled silver staining of nucleolus organizer regions with protective colloidal developer: a 1-step method. *Experientia* **36**: 1014-1015.
- Igarashi H, Kondo A (1977) The chromosome observation techniques for spiders. *Acta Arachnologica* **27**: 157-166.
- Jianping W, Xiuzhen W (1998) On karyotype of the *Erigonidium graminicola* (Araneae Linyphiidae). *Journal of Hebei Normal University* **22**(4): 547-549.
- Kageyama A, Seto T (1979) Chromosomes of seven species of Japanese theridiid spiders. *Chromosome Information Service* **27**: 10-12.
- Kageyama A, Seto T, Inoue H (1978) Chromosomes of Japanese lycosid spiders. *Chromosome Information Service* **25**: 26-27.
- King SD (1925) Spermatogenesis in a spider (*Amaurobius* sp.). *Nature* **17**: 574-575.
- Král J (1995a) The karyotype studies in central Europe's species of the superfamilies Amaurobioidea and Dictynoidea (Araneida). *Proceedings of the 15th European Colloquium of Arachnology*, p. 224.
- Král J (1995b) The karyotype of *Argyroneta aquatica* and basic scheme of the karyotype evolution in the superfamilies Amaurobioidea and Dictynoidea. *Abstracts of the XIIIth International Congress of Arachnology*, p. 27-28.
- Král J, Musilová J, Št'áhlavský F, Řezáč M, Akan Z, Edwards RL, Coyle FA, Almerje CR (2006) Evolution of the karyotype and sex chromosome systems in basal clades of araneomorph spiders (Araneae: Araneomorphae). *Chromosome Research* **14**: 859-880.

- Kuntner M (2006) Phylogenetic systematics of the Gondwanan nephilid spider lineage Clitaetrinae (Araneae, Nephilidae). *Zool. Scripta* **35**: 19-62.
- Levan A, Fredga K, Sandberg AA (1964) Nomenclature for centromeric position on chromosomes. *Hereditas* **52**: 201-220.
- Loidl J, Jones GH (1986) Synaptonemal complex spreading in *Allium*. I. Triploid *A. sphaerocephalon*. *Chromosoma* **93**: 420-428.
- Lucas S, Peccinini-Seale D, Silva JR, Bertani R (1993) Estudo cromossômico em espécies do gênero *Vitaluis* (Araneae, Mygalomorphae, Theraphosidae). Resumos dos Congressos Latino-Americano e Brasileiro de Zoologia, p. 92.
- Maddison WP (1982) XXXY sex chromosomes in males of the jumping spider genus *Pellenes* (Araneae: Salticidae). *Chromosoma* **85**: 23-37.
- Maddison WP (1996) *Pelegrina franganillo* and other jumping spiders formerly placed in the genus *Metaphidippus* (Araneae: Salticidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* **154(4)**: 215-368.
- Maddison WP, Hedin MC (2003) Jumping spider phylogeny (Araneae: Salticidae). *Invertebrate Systematics* **17**: 529-549.
- Martindale C (1980) Studies on *Latrodectus*. *Proceedings of the Entomological Congress of the Entomological Society of Southern Africa* **3**: 45-46.
- Matsumoto S (1977) An observation of somatic chromosomes from spider embryonic cells. *Acta Arachnologica* **27**: 167-172.
- Mittal OP (1960) Chromosome number and sex mechanism in twenty species of the Indian spiders. *Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University* **11(3-4)**: 245-247.
- Mittal OP (1961) Chromosome number and sex mechanism in twenty-one species of the Indian spiders. *Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University* **12(3-4)**: 271-273.

Mittal OP (1963) Karyological studies on the Indian spiders I. A comparative study of the chromosomes and sex-determining mechanism in the family Lycosidae. Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University **14(1-2)**: 59-86.

Mittal OP (1964) Karyological studies on the Indian spiders II. An analysis of the chromosomes during spermatogenesis in five species of spiders belonging to the family Salticidae. Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University **15(3-4)**: 315-326.

Mittal OP (1966a) Karyological studies on the Indian spiders VI. Chromosome number and sex-determining mechanism in the family Araneidae. Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University **17(3-4)**: 335-351.

Mittal OP (1966b) Karyological studies on Indian spiders III. Chromosomes and their behaviour during spermatogenesis of two species of the family Tetragnathidae. Genetica **37**: 218-224.

Mittal OP (1966c) Karyological studies on the Indian spiders V. Chromosome cycle in three species of the family Clubionidae. Caryologia **19(4)**: 385-394.

Mittal OP (1966d) Karyological studies on Indian spiders IV. Chromosomes in relation to taxonomy in Eusparassidae, Selenopidae and Thomosidae. Genetica **37**: 205-234.

Mittal OP (1967) Karyological studies on the Indian spiders VII. Mitosis and meiosis in two species belonging to the family Gnaphosidae. Genetica **38**: 516-520.

Mittal OP (1970a) Karyological studies on the Indian spiders IX. Chromosome constitution in two Cribellate species. Genetica **41**: 575-580.

Mittal OP (1970b) Karyological studies on the Indian spiders VIII. Chromosomes in the male germ cells of three species of the genus *Oxyopes* (family Oxyopidae). Microscope (London) **18**: 313-318.

Mittal OP (1982) A note on the male germ cell chromosomes of the spider *Dolomedes* sp. (Pisauridae). Chromosome Information Service **33**: 4-5.

Mittal OP (1983) Karyological studies on the Indian spiders X. An XXX0-type of sex-determining mechanism in the cribellate spiders. *La Kromosomo II* **30-31**: 919-925.

Mittal OP (1985) Male germ cell chromosomes of the spider, *Phaeoceedus* sp. from India. *Chromosome Information Service* **38**: 15-17.

Mittal OP, Kumari M, Mahajan B (1993) Chromosome analysis in a spider, *Misumena menoka* Tikader. *Journal of Cytology and Genetics* **28**: 117-119.

Mittal OP, Singh A (1984) Karyotype of a spider, *Philodromus* sp. (Thomisidae). *Chromosome Information Service* **36**: 20-22.

Montgomery TH (1905) The spermatogenesis of *Syrbula* and *Lycosa*, with general considerations upon chromosome reduction and the heterochromosomes. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* **57**: 162-205.

Montgomery TH (1907) On the maturation mitoses and fertilization of the egg of *Theridium*. *Zoologische Jahrbuecher Abteilung fuer Anatomie und Ontogenie der Tiere* **25**: 237-250.

Oliveira EG, Cella DM, Brescovit AD (1996) The karyotype of *Loxosceles gaucho* and *Ctenus ornatus* (Arachnida, Araneae, Sicariidae, Ctenidae). *Rev Bras Genet* **19**: 128.

Oliveira EG, Cella DM, Brescovit AD (1997) Karyotype of *Loxosceles intermedia* and *Loxosceles laeta* (Arachnida, Araneae, Sicariidae): NeoX1 NeoX2 Y sex determination mechanism and NORs. *Rev Bras Genet* **20**: 77.

Painter TS (1914) Spermatogenesis in spiders. *Zoologische Jahrbuecher Abteilung fuer Anatomie und Ontogenie der Tiere* **38**: 509-576.

Parida BB, Sharma NN (1986) Karyotype and spermatogenesis in an Indian hunting spider, *Sparassus* sp. (Sparassidae: Arachnida) with multiple sex chromosomes. *Chromosome Information Service* **40**: 28-30.

Parida BB, Sharma NN (1987a) Chromosome number, sex mechanism and genome size in 27 species of Indian spiders. *Chromosome Information Service* **43**: 11-13.

Parida BB, Sharma NN (1987b) Cytological studies on Indian spiders I. Meiosis in three species of wolf spiders (Lycosidae: Arachnida). *Caryologia* **40(1-2)**: 89-97.

Parida BB, Mohanty PK, Sahoo P, Mohapatra A (1986) Studies on spermatocytic chromosomes of an aquatic wolf spider, *Hippasa madhuae* Tikader and Malhotra (Lycosidae: Araneae). *Current Science* **55(19)**: 997-998.

Pätau K (1948) X-segregation and heterochromasy in the spider *Aranea reaumuri*. *Heredity* **2**: 77-100.

Pekár S, Král J (2001) A comparative study of the biology and karyotypes of two central European Zodariid spiders (Araneae, Zodariidae). *The Journal of Arachnology* **29**: 345-353.

Pekár S, Král J, Lubin Y (2005a) Natural history and karyotype of some ant-eating spiders (Araneae, Zodariidae) from Israel. *The Journal of Arachnology* **33(1)**: 50-62.

Pekár S, Král J, Malten A, Christian K (2005b) Comparison of natural histories and karyotypes of two closely related ant-eating spiders, *Zodarion hamatum* and *Z. italicum* (Araneae, Zodariidae). *Journal of Natural History* **39(19)**: 1583-1596.

Pinter LJ, Walters DM (1971) Karyological studies I. A study of the chromosome numbers and sex-determining mechanism of three species of the genus *Phidippus* (Aranea: Salticidae, Dendryphantinae). *Cytologia* **36**: 183-189.

Platnick NI (2007) The world spider catalogue version 7.5, American Museum of Natural History. online:<http://research.amnh.org/entomology/spiders/catalog/index.html>

Platnick NI, Coddington JA, Forster RR, Griswold CE (1991) Spinneret morphology and the phylogeny of haplogyne spiders (Araneae, Araneomorphae). *Am Mus Novitates* **3016**: 1-73.

Postiglioni A, Brum-Zorrilla N (1981) Karyological studies on Uruguayan spiders II. Sex chromosomes in spiders of the genus *Lycosa* (Araneae-Lycosidae). *Genetica* **56**: 47-53.

- Qingtao Z, Jianzhang Y, Fengxiang L (1996) Study on the B chromosomes of spider I. B Chromosomes of *Clubiona japonicola* (Clubionidae, Araneida) in Wuhan. *Acta Arachnologica Sinica* **5(2)**: 132-136.
- Qingtao Z, Hong H, Bing Y, Fengxiang L, Jian C (1998a) An observation of the spider chromosomes by single embryo-cell squash technique. *Acta Arachnologica Sinica* **7(1)**: 39-41.
- Qingtao Z, Hong H, Bing Y, Fengxiang L, Jian C (1998b) Karyotype analysis of *Dyschiriognotha quadrimaculata*. *Acta Arachnologica Sinica* **7(2)**: 139-141.
- Qingtao Z, Bing Y, Hong H, Jian C, Feng-Xiang L (1999) On karyotype polymorphism in *Lariniodes cornuta*. *Acta Zoologica Sinica* **45(2)**: 238-240.
- Ramírez MJ (2000) Respiratory system morphology and the phylogeny of haplogyne spiders (Araneae, Araneomorphae). *The Journal of Arachnology* **28**: 149-157.
- Revell SH (1947) Controlled X-segregation at meiosis in *Tegenaria*. *Heredity* **1**: 337-347.
- Řezáč M, Král J, Musilová J, Pekár S (2006) Unusual karyotype diversity in the European spiders of the genus *Atypus* (Araneae: Atypidae). *Hereditas* **143**: 123-129.
- Rodríguez-Gil SG, Mola LM, Papeschi AG, Scioscia CL (2002) Cytogenetic heterogeneity in common Haplogyne spiders from Argentina (Arachnida, Araneae). *The Journal of Arachnology* **30**: 47-56.
- Rowell DM (1985) Complex sex-linked fusion heterozygosity in the Australian huntsman spider *Delena cancerides* (Araneae: Sparassidae). *Chromosoma* **93**: 169-176.
- Rowell DM (1988) The chromosomal constitution of *Delena cancerides* Walck. (Araneae: Sparassidae) and its role in the maintenance of social behaviour. *The Australian Entomological Society Miscellaneous Publication* **5**: 107-111.

- Rowell DM (1990) Fixed fusion heterozygosity in *Delena cancerides* Walck. (Araneae: Sparassidae): an alternative to speciation by monobrachial fusion. *Genetica* **80**: 139-157.
- Rowell DM (1991) Chromosomal fusion and meiotic behaviour in *Delena cancerides* (Araneae: Sparassidae). I. Chromosome pairing and X-chromosome segregation. *Genome* **34**: 561-566.
- Rowell DM, Main BY (1992) Sex ratio in the social spider *Diaea socialis* (Araneae: Thomisidae). *The Journal of Arachnology* **20**: 200-206.
- Sahara K, Marec F, Traut W (1999) TTAGG telomeric repeats in chromosomes of some insects and other arthropods. *Chromosome Research* **7**: 449-460.
- Scharff N, Coddington JA (1997) A phylogenetic analysis of the orb-weaving spider family Araneidae (Arachnida, Araneae). *Zool. J. Linn. Soc.* **120**: 355-434.
- Scioscia CL (1997) Estudios meióticos en tres especies de Dendryphantinae neotropicales (Araneae, Salticidae): *Metaphidippus odiosus*, *Bryantella smaragdus* y *Dendryphantes patagonicus*. *Mendeliana* **12(2)**: 97-103.
- Schweizer D (1980) Simultaneous fluorescent staining of R bands and specific heterochromatic regions (DA/DAPI bands) in human chromosomes. *Cytogenetics and Cell Genetics* **27**: 190-193.
- Sharma GP (1950) Spermatogenesis in the spider, *Plexippus paykulli*. *Research Bulletin of Eastern Panjab University* **5**: 67-80.
- Sharma T (1961) A study on the chromosomes of two lycosid spiders. *Proceedings of the Zoological Society, Calcutta* **14(1)**: 33-38.
- Sharma GP, Gupta BL (1956) Cytological studies on the male germ cells of the spider, *Pardosa* sp., with observations under the phase contrast microscope. *Research Bulletin of Panjab University* **84**: 5-19.

Sharma GP, Singh S (1957) Cytological studies on the Indian spiders I. Chromosome complement and male meiosis in *Stegodyphus specificus*. Research Bulletin of the Panjab University **120**: 389-393.

Sharma N, Parida BB (1987) Study of chromosomes in spiders from Orissa. Pranikee **8**: 71-76.

Sharma GP, Jande SS, Grewal MS, Chopra RN (1958) Cytological studies on the Indian spiders II. Chromosome complement and meiosis in seven species of the family Lycosidae. Research Bulletin of Panjab University **156**: 255-269.

Sharma GP, Jande SS, Tandon KK (1959) Cytological studies on the Indian spiders IV. Chromosome complement and meiosis in *Selenops radiatus* Latreille (Selenopidae) and *Leucauge decorata* (Blackwall) (Tetragnathidae) with special reference to XXX0-type of male sex determining mechanism. Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University **10(1)**: 73-80.

Sharma GP, Tandon KK, Grewal MS (1960) Cytological studies on the Indian spiders V. chromosome complement and male meiosis in *Hersilia savignyi* Lucas (Hersiliidae), *Larinia* sp. (Argiopidae), *Tetragnatha* sp. (Tetragnathidae), *Oxyopes ryvesii* Pocock, and *Oxyopes* sp. (Oxyopidae). Research Bulletin (N.S.) of the Panjab University **11(3-4)**: 201-206.

Silva D (1988) Estudio cariotípico de *Loxosceles laeta* (Araneae: Loxoscelidae). Revista Peruana de Entomologia **31**: 9-12.

Silva RW, Klisiowicz DR, Cella DM, Mangili OC, Sbalqueiro IJ (2002) Differential distribution of constitutive heterochromatin in two species of brown spider: *Loxosceles intermedia* and *L. laeta* (Araneae, Sicariidae), from the metropolitan region of Curitiba, PR (Brazil). Acta Biologica Paranaense **31(1-4)**: 123-136.

Silva-Dávila D (2003) Higher-level relationships of the spider family Ctenidae (Araneae: Ctenoidea). Bulletin of the American Museum of Natural History **274**: 1-86.

Sokolov II (1960) Studies on nuclear structures in spiders (Araneina). I. Karyological peculiarities in spermatogenesis. *Voprosy tsitologii i protistologii*, p. 160-186.

Sokolov II (1962) Studies on nuclear structures in spiders (Araneina). II. The sex chromosomes. *Tsitologii* **4**: 617-625.

Sokólska J (1925) Les hétérochromosomes pendant la spermatogenèse de l'Araignée domestique (*Tegenaria domestica* Cl). *Bulletin de l'Acad. Polonaise des Sciences* **3B**: 477-491.

Srivastava MDL, Shukla S (1986) Chromosome number and sex-determining mechanism in forty-seven species of Indian spiders. *Chromosome Information Service* **41**: 23-26.

Stratton GE (1997) Investigation of species divergence and reproductive isolation of *Schizocosa stridulans* (Araneae: Lycosidae) from Illinois. *Bulletin of the British Arachnological Society* **10(9)**: 313-321.

Sumner AT (1972) A simple technique for demonstrating centromeric heterochromatin. *Exp Cell Res* **75**: 304-306.

Suzuki S (1949) Cytological studies of some spiders. *Zoological Magazine* **58**: 89-90.

Suzuki S (1950a) Sex determination and karyotypes in spiders. *Zoological Magazine* **59**: 31-32.

Suzuki S (1950b) Spiders with extremely low and high chromosome numbers. *Japanese Journal of Genetics* **25**: 221-222.

Suzuki S (1951a) Karyotypes in two families of spiders, Salticidae and Argiopidae. *Zoological Magazine* **60**: 3-4.

Suzuki S (1951b) Cytological studies in spiders. I. A comparative study of the chromosomes in the family Argiopidae. *Journal of science of the Hiroshima University. Series B. Division 1* **12**: 67-98.

Suzuki S (1952) Cytological studies in spiders II. Chromosomal investigation in twenty two species of spiders belonging to the four families, Clubionidae, Sparassidae, Thomisidae and Oxyopidae, which constitute Clubionoidea, with special reference to sex chromosomes. Journal of science of the Hiroshima University. Series B. Division 1 **13**: 1-52.

Suzuki S (1954) Cytological studies in spiders. III. Studies on the chromosomes of fifty-seven species of spiders belonging to seventeen families, with general considerations on chromosomal evolution. Journal of science of the Hiroshima University. Series B. Division 1 **15**: 23-136.

Suzuki S, Okada A (1950) A study on the chromosomes of a spider, *Heteropoda venatoria*, with special reference to X₁-, X₂- and X₃-chromosomes. Journal of Science of the Hiroshima University. Series B. Division 1 **11**: 29-44.

Tsurusaki N, Ihara Y, Arita T (1993) Chromosomes of the funnel-web spider *Agelena limbata* (Araneae: Agelenidae). Acta Arachnologica **42(1)**: 43-46.

Tugmon CR, Brown JD, Horner NV (1990) Karyotypes of seventeen USA spiders species (Araneae, Araneidae, Gnaphosidae, Loxoscelidae, Lycosidae, Oxyopidae, Philodromidae, Salticidae and Theridiidae). The Journal of Arachnology **18**: 41-48.

Vítková M, Král J, Traut W, Zrzavý J, Marec F (2005) The evolutionary origin of insect telomeric repeats, (TTAGG)_n. Chromosome Research **13**: 145-156.

Wagner J (1896) Einige Beobachtungen über die Spermatogenese bei den Spinnen. Zool. Anz. **19**: 180-190.

Wallace LB (1905) The spermatogenesis of the spider. Biological Bulletin **8**: 169-184.

Wallace LB (1909) The spermatogenesis of *Agelena naevia*. Biological Bulletin **17**: 120-161.

Wang Z, Yan HM (2001) Technique of chromosome on spider blood cell. Chinese Journal of Zoology **36**: 45-46.

- Wise D (1983) An electron microscope study of the karyotypes of two wolf spiders. *Canadian Journal of Genetics and Cytology* **25**: 161-168.
- Wise DA, Taylor JL (1995) On the mechanism of homologous synapsis in lycosis spiders. *Genome* **38**: 443-449.
- Xiuzhen W, Youju W, Zhenling Y, Sujuan C, Suzhen Z (1996a) On chromosomes of the *Agelena labyrinthica* (Araneida: Agelenidae). *Acta Arachnologica Sinica* **5(2)**: 137-140.
- Xiuzhen W, Youju W, Zhenling Y, Sujuan C, Ning L (1996b) On chromosomes of the *Tegenaria domestica* (Araneida: Agelenidae). *Acta Arachnologica Sinica* **5(2)**: 141-144.
- Xiuzhen W, Sujuan C, Zhenling Y, Jianping W, Youju W (1997a) On Karyotype of the *Pholcus affinis* (Araneide: Pholcidae). *Acta Arachnologica Sinica* **6(1)**: 19-22.
- Xiuzhen W, Youju W, Zhenling Y, Sujuan C (1997b) On the karyotype of *Octonoba sinensis*. *Journal of Hebei Normal University* **21(4)**: 423-426.
- Youju W, Daxiang S, Xiuzhen W, Zhenling Y (1993) Preliminary studies on the chromosome of four species of spiders. *Acta Arachnologica Sinica* **2(2)**: 110-113.
- Youju W, Xiuzhen W, Sujuan C, Zhenling Y (1995) On chromosomes of the *Achaearanea tepidariorum*. *Acta Arachnologica Sinica* **4(1)**: 37-40.
- Yu P, Cui H, Jingzhao Z, Jian C (1998a) Karayotype analysis of *Pirata piraticus* (Araneae: Lycosidae). *Acta Arachnologica Sinica* **7(2)**: 142-145.
- Yu P, Cui H, Jingzhao Z (1998b) Preliminary studies on the chromosome of *Pirata subpiraticus* Bosenberg et Strand (Araneida: Lycosidae). *Journal of Zheijiang Agricultural University* **24(3)**: 291-294.
- Zhang YJ, Tong SJ (1990) The routine method for preparing the chromosomes in spiders. *Chinese Journal of Zoology* **25(6)**: 30-31.

Zhenling Y, Xiuzhen W, Youju W, Sujuan C, Haiyin H (1996) On karyotype analysis of the *Pardosa astrigera* (Araneida: Lycosidae). *Acta Arachnologica Sinica* **5(2)**: 145-148.

Zhenling Y, Xiuzhen W, Youju W, Sujuan C (1997a) On the karyotype of *Pirata piratoides* (Araneae:Lycosidae). *Acta Arachnologica Sinica* **6(1)**: 23-25.

Zhenling Y, Xiuzhen W, Sujuan C, Youju W (1997b) Notes on chromosomes of *Trochosa spinipalpis*. *Journal of Hebei Normal University* **21(2)**: 199-200.