

RESSALVA

Atendendo solicitação do(a)
autor(a), o texto completo desta tese
será disponibilizado somente a partir
de 04/04/2018.

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

**MECANISMOS DE DIFERENCIAÇÃO CROMOSSÔMICA EM BESOUIROS
DA SUBFAMÍLIA CASSIDINAE S.L. (POLYPHAGA, CHRYSOMELIDAE)**

AMÁLIA TORREZAN LOPES

Tese apresentada ao Instituto de
Biociências do Câmpus de Rio Claro,
Universidade Estadual Paulista, como
parte dos requisitos para obtenção do
título de Doutora em Ciências Biológicas
(Biologia Celular e Molecular)

Rio Claro, São Paulo, Brasil

Março de 2016

AMÁLIA TORREZAN LOPES

**MECANISMOS DE DIFERENCIAÇÃO CROMOSSÔMICA EM BESOUROS
DA SUBFAMÍLIA CASSIDINAE *S.L.* (POLYPHAGA, CHRYSOMELIDAE)**

Orientadora: Profa. Dra. Marielle Cristina Schneider

Tese apresentada ao Instituto de
Biociências do Câmpus de Rio Claro,
Universidade Estadual Paulista, como
parte dos requisitos para obtenção do título
de Doutora em Ciências Biológicas
(Biologia Celular e Molecular)

Rio Claro, São Paulo, Brasil

Março de 2016

591.15 Lopes, Amália Torrezan
L864m Mecanismos de diferenciação cromossômica em besouros
da subfamília Cassidinae s.l. (Polyphaga, Chrysomelidae) /
Amália Torrezan Lopes. - Rio Claro, 2016
145 f. : il., figs., tabs.

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista,
Instituto de Biociências de Rio Claro
Orientadora: Marielle Cristina Schneider

1. Genética animal. 2. Cariótipo. 3. Genes ribossomais. 4.
Heterocromatina constitutiva. 5. Meiose. 6. Sistema
cromossômico sexual. I. Título.

Dedico este trabalho a família Lopes, Edison, Iriana e Ramon, a minha avó Dulce, e a meu marido Henrique, que sempre apoiaram e incentivaram as minhas escolhas.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Edison Lopes e Iriana Lopes, por todo amor, carinho e compreensão. Por estarem sempre ao meu lado torcendo por mim e ajudando a passar mais esta etapa da vida.

Ao melhor irmão do mundo, Ramon Lopes, por todo amor, carinho, incentivo e pelas gargalhadas nos momentos mais difíceis. Por ser meu melhor amigo e por trocar o jogo do Brasil para fazer minha mudança.

À minha avó Dulce Torrezan, mulher guerreira que sempre esteve ao meu lado. Que me incentivou e rezou muito o terço para que minha FISH desse certo!

Ao meu marido, Henrique Coelho, que sempre torceu muito por mim, por todo amor, carinho e muita paciência. Pelo incentivo e calma nos momentos mais desesperadores.

À minha orientadora, Profa. Marielle Cristina Schneider, a Mari, pela confiança, pela paciência, pelos puxões de orelha, e pela excelente orientação, que foram imprescindíveis para o desenvolvimento deste trabalho. E acima de tudo pela amizade e pela preocupação com o meu futuro profissional.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo, FAPESP, pelo apoio financeiro para a realização deste projeto de pesquisa.

As minha amigas e companheiras Juliete Costa, Tatiana Gimenez-Pinheiro e as escorpionetes, Crislaine Ubinski, Juliana de Lima, Renata Bueno, Viviane Mattos, por tudo!! E quando falo tudo, é tudo mesmo! Pelo apoio, pelo incentivo, pelas risadas, por fazerem a hora voar. Pelas palavras de conforto quando aquela lágrima teimosa escorria. Por ouvir Sydney Magal. E é claro, por todo o conhecimento que aprendi com vocês nas nossas discussões no lab 23!

Aos amigos do laboratório 23, Crislaine, Juliana, Renata, Vivi, Tati, professora Katia Pellegrino, André Justino, Marcel Fernandes, João Vicente Malvezzi (Jovi) e Alexandre Paes,

pela ótima convivência, pela ajuda, principalmente na hora de correr a eletroforese, pelas discussões, pelos cafés e pelas boas risadas.

Aos meus amigos da UNESP/Rio Claro, Ana Marcato (Matraca), Rafael Borba (Mão), Allison Anjos, Jorge Correia, Octavio Palacios e Simone Gruber, por sempre me receberem tão bem. E mesmo distante, mantem uma amizade verdadeira. Obrigada pelos almoços, e por todos os momentos de diversão que passamos.

Às meninas da república, Caroline de Paula, Tamires Barros e Lídia Durço, que me receberam tão bem quando cheguei em Diadema. Pelas nossas conversas até tarde da noite, pelas pizzas de hot dog, e por sempre me ouvirem quando eu mais precisava.

Aos Sr. José Luiz Barrichello, Sr. Antonio Bressan e Sr. Vinicius que permitiram a realização das coletas dos “bichinhos” em seus cultivos.

“Só se vê bem com o coração, o essencial é invisível aos olhos”

Antoine de Saint-Exupéry

RESUMO

Os besouros da subfamília Cassidinae *s.l.* são popularmente conhecidos como “tortoise beetles” devido ao formato peculiar dos élitros que se assemelham ao casco de tartaruga. Esta subfamília inclui mais de 6000 espécies descritas taxonomicamente, das quais menos de 2% foram estudadas sob o ponto de vista citogenético, e evidenciaram número diploide variando entre $2n=16$ a $2n=51$ e sistemas cromossômicos sexuais dos tipos Xy_p , $X0$, Xy , Xy_c , Xy_r , $neoXY$, Xyy_p , $X_pneoXneoY_p$, entre outros sistemas múltiplos. No entanto, cerca de 85% das espécies apresentaram predominância do cariótipo $2n=16+Xy_p$, e esta característica cariotípica pode estar relacionada ao baixo número de espécies examinadas, a predominância de análises em espécies pertencentes a um mesmo gênero e/ou tribo, bem como a escassez ou até mesmo a inexistência de estudos que utilizaram marcação de regiões cromossômicas específicas. O objetivo deste trabalho é discutir sobre os mecanismos de evolução cromossômica em espécies de Cassidinae. As análises cromossômicas foram realizadas em 19 espécies de cassidíneos da fauna brasileira, através de coloração convencional, bandeamento C e hibridação *in situ* fluorescente (FISH) com sondas dos genes ribossomais 28S, 5S, dos clusters teloméricos (TTAGG) $_n$ e (TCAGG) $_n$, e do pequeno RNA nuclear (snRNA) U2. O estudo citogenético de 19 espécies de Cassidinae revelou uma grande diversidade em relação ao número diploide - Cassidini: $2n=38+Xy_p$ em *Agroiconota inedita*, $2n=20+Xy_p$ em *Charidotella immaculata*, *Charidotella sexpunctata* e *Microctenochira stigmatica*, $2n=16+Xy_p$ em *Deloyala cruciata*, *Microctenochira aciculata*, *Microctenochira optata* e *Microctenochira quadrata*, $2n=18$ em *Microctenochira gnata*; Goniocheniini: $2n=16+Xy_p$ em *Chlamydocassis cribripennis*; Ischyrosomychini: $2n=16+Xy_p$ em *Cistudinella obducta*; Mesomphaliini: $2n=34+Xy_p$ em *Botanochara tessellata*, $2n=20+Xy_p/Xy_r$ em *Chelymorpha cribraria*, $2n=20+Xy_p$ em *Chelymorpha inflata*, $2n=20$ em *Cteisella magica*, $2n=38+Xy_p$ em *Cyrtanota cyanea*, $2n=40+Xy_p$ em *Paraselenis flava*, $2n=22$ em *Stolas areolata*, e $2n=24+Xy_p$ em *Stolas redtembacheri*. O cariótipo $2n=16+Xy_p$ ocorreu em 26% das espécies analisadas pertencentes as tribos Cassidini, Goniocheniini e Ischyrosomychini. O sistema cromossômico sexual (SCS) Xy_p foi o mais frequente, sendo registrado inclusive em espécies da tribo Mesomphaliini, que caracteristicamente possui uma grande diversidade de SCS. Em relação ao padrão de heterocromatina constitutiva, 12 espécies exibiram cromossomos com marcações pericentroméricas, as quais estavam presentes em alguns ou até mesmo todos os elementos do conjunto diploide. Adicionalmente, quatro espécies revelaram blocos heterocromáticos nas regiões intersticial e terminal de alguns cromossomos autossômicos e/ou sexuais. O gene de rDNA 28S exibiu um padrão similar quanto ao número de clusters no cariótipo, uma vez que

10 das 11 espécies examinadas, tanto com cariótipos semelhantes quanto diferentes, exibiram dois sítios ribossomais. Entretanto, houve diferenças quanto a localização dos sítios de rDNA, especialmente em representantes de Cassidini, os quais exibiram a maior homogeneidade cariotípica. Entre as 12 espécies investigadas quanto a presença dos clusters teloméricos (TTAGG)_n e (TCAGG)_n, apenas nove mostraram marcações positivas para a sequência (TTAGG)_n, porém com variações no número de cromossomos portadores do sítio telomérico. Este resultado demonstra que, provavelmente, esta sequência telomérica está sendo repetidamente perdida ao longo da evolução cromossômica desta subfamília. A FISH com sonda de rDNA 5S não revelou sinais de hibridação positivos em todas as espécies investigadas, com exceção de *Cha. immaculata*, que exibiu um sinal tênue de marcação em núcleos interfásicos. O gene do snRNA U2 foi visualizado apenas em um par autossômico, mas com variação quanto a localização entre as espécies.

Palavras-chave: cariótipo, genes ribossomais, heterocromatina constitutiva, meiose, sistema cromossômico sexual, telômero.

ABSTRACT

The beetles of the subfamily Cassidinae *s.l.* are commonly known as tortoise beetles, due to the peculiar shape of the elytra. This subfamily possesses more than 6000 taxonomically described species, of which less than 2% were cytogenetically studied. The cassidines showed diploid number ranged from $2n=16$ to $2n=51$, and sex chromosome systems of the Xy_p , $X0$, Xy , Xy_c , Xy_r , $neoXY$, Xyy_p , $X_pneoXneoY_p$ types, in addition to other multiple systems. Despite the occurrence of this karyotype diversity, about 85% of the species presented the karyotype $2n=16+Xy_p$. However, this karyotype homogeneity may be related to the low number of species examined, the analyses with species included in the same genus and/or tribe, as well as the scarcity or lack of studies with techniques that identify specific chromosomal regions. The aim of this work is to discuss about the mechanism of chromosome evolution in species of Cassidinae. The chromosomal analysis were performed in 19 species of Cassidinae from Brazilian fauna, using standard staining, C-banding and fluorescent *in situ* hybridization (FISH) with probes of 28S rDNA, 5S rDNA, (TTAGG) $_n$ and (TCAGG) $_n$ telomeric clusters, and U2 small nuclear RNA (snRNA). The cytogenetic studies in 19 cassidine beetles revealed a high diversity of diploid number - Cassidini: $2n=38+Xy_p$ in *Agroiconota inedita*, $2n=20+Xy_p$ in *Charidotella immaculata*, *Charidotella sexpunctata* and *Microctenochira stigmatica*, $2n=16+Xy_p$ in *Deloyala cruciata*, *Microctenochira aciculata*, *Microctenochira optata* and *Microctenochira quadrata*, $2n=18$ in *Microctenochira gnata*; Goniocheniini: $2n=16+Xy_p$ in *Chlamydocassis cribripennis*; Ischyrosonychini: $2n=16+Xy_p$ in *Cistudinella obducta*; Mesomphaliini: $2n=34+Xy_p$ in *Botanochara tessellata*, $2n=20+Xy_p/Xy_r$ in *Chelymorpha cribraria*, $2n=20+Xy_p$ in *Chelymorpha inflata*, $2n=20$ in *Cteisella magica*, $2n=38+Xy_p$ in *Cyrtanota cyanea*, $2n=40+Xy_p$ in *Paraselenis flava*, $2n=22$ in *Stolas areolata*, and $2n=24+Xy_p$ in *Stolas redtembacheri*. The karyotype $2n=16+Xy_p$ occurred in 26% of the analyzed species, belonging to the tribes Cassidini, Goniocheniini and Ischyrosonychini. The Xy_p sex chromosome system (SCS) was the most frequent, occurring also in Mesomphaliini that exhibit the highest diversity of SCS within the Cassidinae. In relation to the pattern of constitutive heterochromatin, 12 species showed chromosomes with pericentromeric bands, which were present in some or all elements of the diploid set. Additionally, four species revealed heterochromatic blocks in the interstitial and terminal regions of some autosomal and/or sex chromosomes. In 10 of the 11 species investigated, the 28S ribosomal gene showed a similar pattern, occurring in only one autosomal pair. However, differences regarding the localization of the 28S rDNA sites were observed among the species, mainly in representatives of Cassidini, which showed the highest karyotype homogeneity. Among the 12 species studied for the

presence of the (TTAGG)_n and (TCAGG)_n telomere clusters, only nine showed (TTAGG)_n positive signals, but with variations regarding the number of chromosomes with the telomere sites. This result probably indicates that the TTAGG telomere sequence have repeatedly been lost during the chromosome evolution of this subfamily. The FISH with 5S rDNA probes did not revealed positive sites in all investigated species, with the exception of *Cha. immaculata* that exhibited a tenuous signal in interphase nuclei. The U2 snRNA gene was visualized in only one autosomal pair, but with variation in chromosomal location among the species.

Key words: karyotype, ribosomal genes, constitutive heterochromatin, meiosis, sex chromosome system, telomere.

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	13
2.	OBJETIVOS	39
3.	MATERIAL E MÉTODOS	40
3.1	Material	40
3.2	Métodos	40
3.2.1	Obtenção das preparações citológicas	40
3.2.2	Coloração convencional (Giemsa)	40
3.2.3	Técnica de obtenção da banda C	41
3.2.4	Hibridação <i>in situ</i> fluorescente (FISH)	42
3.2.4.1	Extração do DNA e amplificação dos genes	42
3.2.4.2	Marcação das sondas	43
3.2.5	Análises cromossômicas	48
4.	RESULTADOS	49

CAPÍTULO I

“COMPARATIVE CYTOGENETIC ANALYSIS IN 13 TORTOISE BEETLES (CASSIDINAE, COLEOPTERA) FROM BRAZILIAN FAUNA”

ABSTRACT	52
INTRODUCTION	53
MATERIALS AND METHODS	54
RESULTS	55
DISCUSSION	66
Acknowledgements	70
REFERENCES	70

CAPÍTULO II

“MAPEAMENTO CROMOSSÔMICO DO GENE RIBOSSOMAL 28S EM 11 ESPÉCIES DE CASSIDINAE S.L. (COLEOPTERA, CHRYSOMELIDAE)”

INTRODUÇÃO	78
MATERIAL E MÉTODOS	80
RESULTADOS	82
DISCUSSÃO	86
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	89

CAPÍTULO III

“IDENTIFICAÇÃO DE SEQUENCIAS TELOMÉRICAS PENTANUCLEOTÍDICAS (TTAGG)_n e (TCAGG)_n EM CASSIDINAE *S.L.* (COLEOPTERA, CHRYSOMELIDAE)”

INTRODUÇÃO	99
MATERIAL E MÉTODOS	100
RESULTADOS	102
DISCUSSÃO	105
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	107

CAPÍTULO IV

“EMPREGO DOS GENES rDNA 5S E snRNA U2 COMO MARCADORES CITOGENÉTICOS EM CASSIDINAE *s.l.* (COLEOPTERA, CHRYSOMELIDAE)”

INTRODUÇÃO	112
MATERIAL E MÉTODOS	113
RESULTADOS	115
DISCUSSÃO	118
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	119

5.	CONSIDERAÇÕES FINAIS	125
6.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	126

1. INTRODUÇÃO E REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

A ordem Coleoptera, possui aproximadamente 360.000 espécies descritas, as quais estão distribuídas por todo o mundo. Esta ordem corresponde ao mais rico e variado grupo da classe Insecta, incluindo cerca de 40% de todos os insetos e 30% dos animais existentes (Lawrence & Britton 1994; Costa 2003). Na região Neotropical, são conhecidas mais de 72.000 espécies de besouros, distribuídas em 127 famílias e 6.703 gêneros; no entanto, este número certamente é subestimado, uma vez que a maioria dos dados sobre a diversidade de espécies é de meados de 1950 (Costa 2003). A alta diversidade dos coleópteros usualmente é atribuída ao aparecimento dos élitros, o que resultou em uma maior proteção das asas. Além disso, algumas outras mudanças morfológicas no corpo dos besouros, acompanhadas pela redução de membranas expostas na superfície corpórea foram importantes para a proteção contra predadores e exploração de diversos nichos (Lawrence & Britton 1994).

De acordo com características morfológicas, os coleópteros podem ser agrupados em quatro subordens: Archostemata, Myxophaga, Adephaga e Polyphaga (Lawrence 1982; Lawrence & Britton 1991). A subordem Polyphaga inclui mais de 90% dos besouros conhecidos e exibe a maior diversidade estrutural e biológica de espécies, quando comparada às outras três subordens (Lawrence & Newton 1995; Costa 2003). Entre as 148 famílias conhecidas de Polyphaga, encontra-se Chrysomelidae, que corresponde a segunda maior quanto ao número de espécies, com cerca de 37.000 representantes, subdivididos em 19 subfamílias (Reid 1995; Chaboo 2007).

Os crisomelídeos apresentam coloração vistosa e brilhante e são popularmente conhecidos como joaninhas. Os adultos alimentam-se principalmente de flores e folhas e as larvas geralmente são fitófagas, sendo que algumas se alimentam de folhas e vivem em suas superfícies, enquanto outras cavam galerias nas folhas, raízes e caules. Este hábito alimentar dos besouros crisomelídeos faz com que muitas espécies sejam consideradas importantes pragas agrícolas (Borror 1988).

A subfamília Cassidinae, com aproximadamente 6.000 espécies descritas e distribuídas em 43 tribos (Figura 1), engloba 16% da diversidade dos crisomelídeos (Chaboo 2007). As espécies de Cassidinae passaram por um amplo histórico taxonômico quanto à sua classificação, tendo sido agrupadas em tribos (Clytrini, Cassidini e Hispini), subfamílias (Cassidinae e Hispinae), famílias (Cassididae e Hispididae) e até mesmo em uma superfamília (Cassidoidea). Finalmente, considerando caracteres morfológicos, Chaboo (2007) propôs que as subfamílias Cassidinae e Hispinae formavam um grupo monofilético e englobou estes dois clados em uma única subfamília, Cassidinae *sensu lato*. Os antigos grupos Cassidinae e Hispinae são

atualmente designados como *Cassidinae sensu stricto (s. str.)* e *Hispinae sensu stricto (s. str.)* (Figura 2)

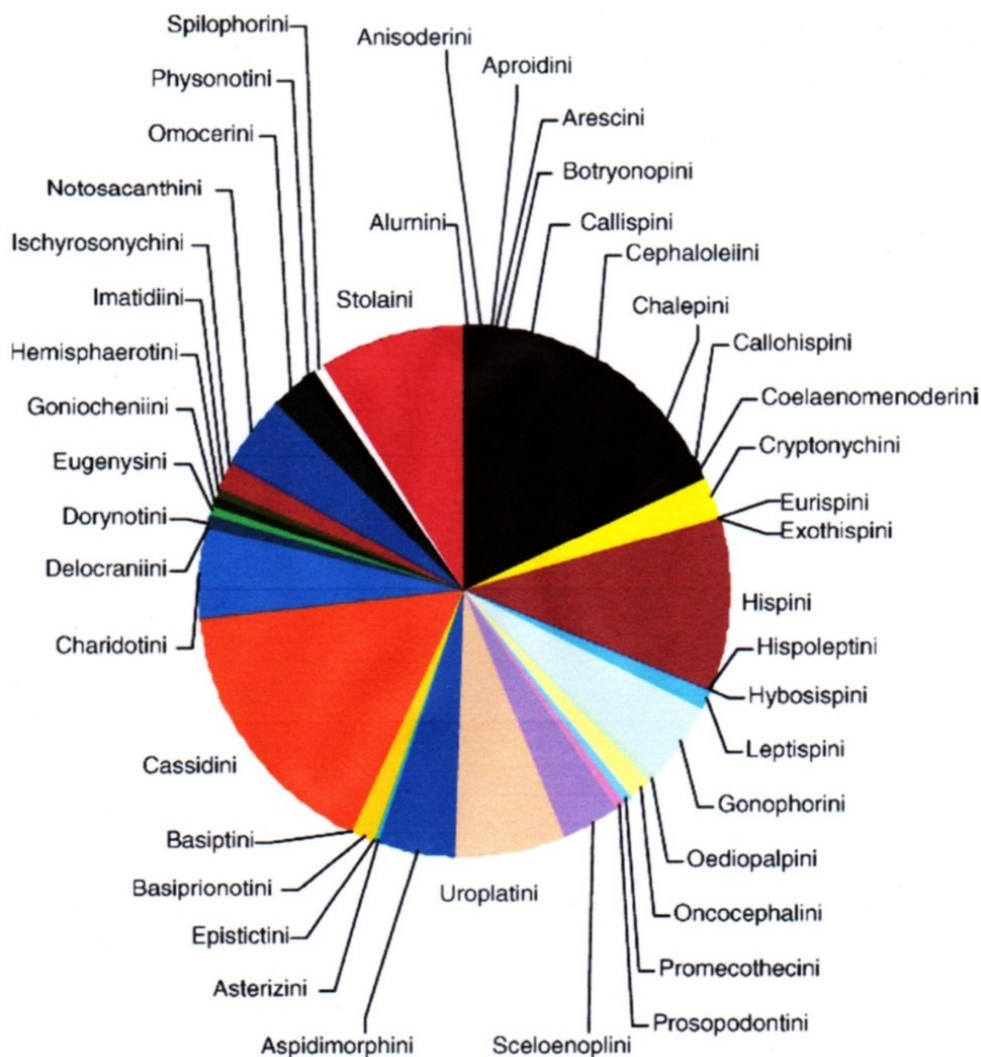


Figura 1 – Tribos da subfamília Cassidinae s.l. (extraído de Chaboo 2007), mostrando a diversidade de espécies.

Os representantes de Cassidinae têm uma distribuição quase que global, embora haja uma maior diversidade nos trópicos, especialmente na América do Sul, e sejam menos frequentes em regiões temperadas da América do Norte e Austrália (Borowiec 2007). Os cassidíneos possuem corpo com formato variável, podendo ser alongado e estreito ou curto e arredondado. Certas espécies apresentam o élitro coberto por espinhos, com coloração metálica,

e são capazes de mudar rapidamente de cor quando perturbadas. O élitro é protuberante, semelhante ao casco de tartaruga, motivo pelo qual esses besouros são denominados “tortoise-beetles” e não são bons voadores. Muitas espécies são importantes pragas de grãos e outras têm sido usadas para controle biológico de ervas daninhas. Os coleópteros representantes da subfamília Cassidinae geralmente vivem em plantas das famílias Boraginaceae, Bignoniaceae, Asteraceae, Convolvulaceae, Solanaceae, além de associarem-se com outras plantas, provavelmente não hospedeiras (Booth et al. 1990).

Do ponto de vista citogenético, os estudos na ordem Coleoptera ainda são escassos, pois somente cerca de 1,5% dos representantes, a maioria pertencente à subordem Polyphaga, foram analisados, principalmente através de técnicas de coloração convencional dos cromossomos (Blackmon & Demuth 2015). A fórmula cariotípica $2n=18+Xy_p$ com cromossomos meta/submetacêntricos foi observada com maior frequência no grupo e proposto por Smith & Virkki (1978) como o cariótipo ancestral para os Polyphaga.

Na subfamília Cassidinae, somente 117 espécies, pertencentes a 13 tribos (Figura 2) foram caracterizadas citogeneticamente. Os Cassidinae são considerados como um grupo portador de um cariótipo conservado, pois aproximadamente 52% das espécies apresentaram $2n=16+Xy_p$, com cromossomos metacêntricos ou submetacêntricos (De Julio et al. 2010). No entanto, esta homogeneidade cariotípica pode ser aparente e estar relacionada ao pequeno número de espécies examinadas, a predominância de análises em espécies pertencentes a um mesmo gênero e/ou tribo, bem como a escassez ou até mesmo a inexistência de estudos que utilizam marcação de regiões cromossômicas específicas.

Apesar da predominância do $2n=16+Xy_p$, os registros citogenéticos nos Cassidinae mostram que o número diplóide varia entre $2n=16$ a $2n=51$, e os sistemas cromossômicos sexuais podem ser dos tipos Xy_p , $X0$, Xy , Xy_c , Xy_r , $neoXY$, Xyy_p , $X_pneoXneoY_p$, entre outros sistemas sexuais múltiplos (De Julio et al. 2010), em que a variação pode ser mais ou menos frequente de acordo com a tribo analisada.

O sistema cromossômico sexual do tipo Xy_p , exclusivo entre os animais, é também considerado ancestral nos coleópteros, pois ocorre em representantes tanto de famílias basais quanto derivadas (Smith & Virkki 1978; Kukalová-Peck & Lawrence 1993). O X e o y representam os cromossomos sexuais e a letra “p” indica a forma de associação dos cromossomos durante a meiose, a qual foi originalmente comparada a um pára-quedas por Stevens, em 1906. Assim, o cromossomo sexual X representa o pára-quedas e o cromossomo y, conectado ao X por estruturas semelhantes a dois fios tênues, representa a carga (Stevens 1906). Neste sistema, não há a formação de quiasmas, mas acredita-se que o contato dos

cromossomos X e y através do “pára-quedas” seja um vestígio de um pareamento quiasmático (Smith & Virkki 1978). Adicionalmente, a presença de outros sistemas cromossômicos sexuais nos coleópteros tem sido considerada uma característica derivada, que se originou a partir de alterações envolvendo apenas os cromossomos sexuais, como, por exemplo, nos sistemas X0 e Xyy_p, ou a partir de rearranjos entre cromossomos sexuais e autossomos, originando outros sistemas simples, como o neoXY, ou múltiplos, como o X_pneoXneoY_p (Smith & Virkki 1978).

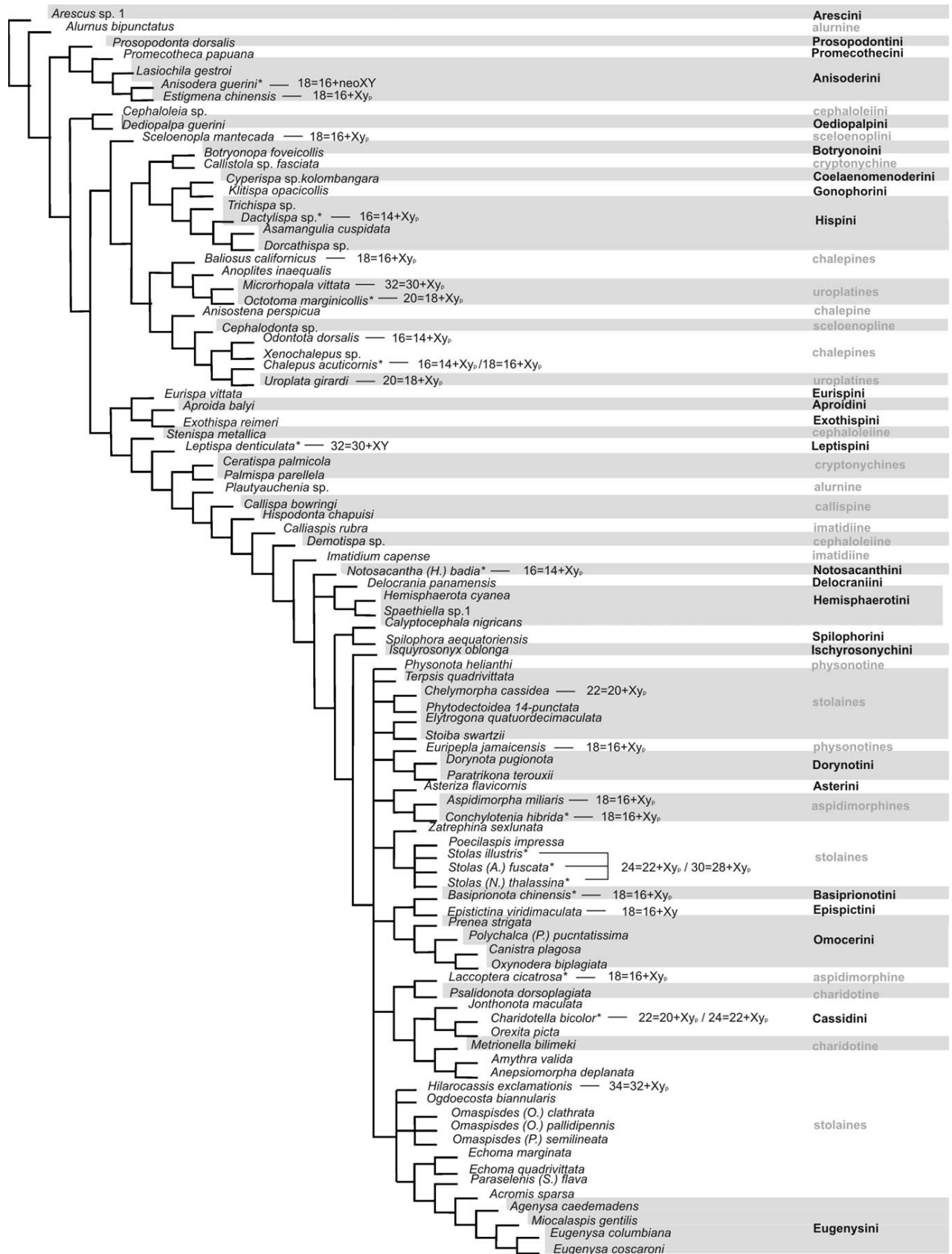


Figura 2 – Relação filogenética da subfamília Cassidinae s.l. (Chaboo 2007) com informações cariotípicas das espécies ou representantes do mesmo gênero (*) caracterizadas citogeneticamente (extraído de De Julio et al. 2010).

Nos cassidíneos, os dados na literatura sobre a distribuição de regiões cromossômicas específicas, como a heterocromatina constitutiva e cístrons ribossomais são inexistentes, e apenas duas espécies tiveram a região organizadora do nucléolo estudada (Yadav & Pillai 1975; Postiglioni et al. 1990). No entanto, é sabido que o emprego de metodologias que identificam regiões cromossômicas específicas fornece informações relevantes para o entendimento sobre a organização e evolução cromossômica que tem ocorrido entre grupos de animais relacionados (Almeida et al. 2000; Rozek et al 2004; Cabral de Mello et al. 2011a).

A heterocromatina constitutiva é formada por muitas sequências de DNA repetitivo em tandem nos cromossomos dos eucariotos, e está frequentemente localizada nas regiões centroméricas e teloméricas (Sumner 1990). O estabelecimento do padrão de distribuição da heterocromatina constitutiva é realizado, principalmente, através da técnica de bandamento C ou por coloração com fluorocromos base-específicos. Essas metodologias têm permitido uma melhor diferenciação longitudinal dos cromossomos, possibilitando a identificação dos homólogos, como observado nos coleópteros, que possuem cromossomos geralmente pequenos e difíceis de serem identificados por técnicas citogenéticas convencionais, e não respondem aos tratamentos para obtenção de bandas eucromáticas (Juan et al. 1990; Petitpierre 1996). Além disso, o emprego desta metodologia tem sido útil para identificar heteromorfismos cromossômicos e esclarecer os processos envolvidos com a evolução dos cromossomos sexuais (Schneider et al. 2006), considerando que, em diversos organismos, o acúmulo desigual de heterocromatina constitutiva geralmente está associado com a diferenciação dos cromossomos sexuais (Steinemann & Steinemann 1998; Cioffi et al. 2012).

De modo geral, a heterocromatina constitutiva nos coleópteros localiza-se na região centromérica dos autossomos e do cromossomo sexual X, podendo estar presente também nas regiões intersticiais e teloméricas, porém com menor frequência. No cromossomo sexual y, a heterocromatina constitutiva tem ocorrência variável, aparecendo somente na região pericentromérica ou ao longo de todo o comprimento cromossômico, variando de acordo com o grau de diferenciação deste cromossomo na espécie (Almeida et al. 2000; Rozek et al. 2004).

Os elementos de DNA repetitivo representam uma grande porção do genoma eucarioto e compreendem sequências repetidas em tandem (satélites, microssatélites, minissatélites e as famílias multigênicas) e sequências dispersas (transposons e retrotransposons) (Charlesworth et al. 1994; Nielsen 2003). As famílias multigênicas são formadas por um grupo de genes com sequências de DNA e funções semelhantes que se originaram de um gene ancestral comum (Ney & Rooney 2005), e incluem os genes ribossomais, as histonas e os pequenos RNAs nucleares (snRNA) (Charlesworth et al. 1994; Nielsen 2003). Estes genes estão envolvidos em

importantes processos celulares, como formação dos ribossomos, organização da cromatina e expressão gênica (Long & Dawid 1980; Nei & Rooney 2005; Sashital et al. 2007).

Os genes ribossomais (rDNA) 45S e 5S representam duas famílias multigênicas, em que o maior cluster, o rDNA 45S, codifica os genes de RNA (rRNA) 28S, 18S e 5.8S através da RNA polimerase I, enquanto que o menor cluster, o rDNA 5S, é responsável pela transcrição dos genes rRNA 5S por meio da RNA polimerase III. Estruturalmente, o rDNA 45S é composto por uma unidade de transcrição e um espaçador intergênico não-transcrito (NTS). Assim, cada unidade de transcrição é formada pelos genes que codificam o RNA ribossômico (rRNA) 18S, 5.8S e 28S, dois espaçadores transcritos internos, ITS1 e ITS2, e um espaçador transcrito externo (ETS) (Long & Dawid 1980; Pisano & Ghigliotti 2009).

A região organizadora do nucléolo (RON) corresponde aos sítios cromossômicos responsáveis pela formação do nucléolo, que é onde ocorre a transcrição dos genes de rDNA 28S, 18S e 5.8S, e montagem dos ribossomos. No genoma de todos os organismos eucariontes, estas três classes de genes ribossomais estão repetidas em tandem, e podem estar localizadas em um número variável de loci, em apenas um cromossomo ou distribuída sobre diversos elementos (Long & David 1980; Cabrero & Camacho 2008).

A impregnação com o íon prata (Ag-RON) é a metodologia mais utilizada para a localização das RONS, devido, principalmente, ao baixo custo e rápida aplicação. Esta técnica se baseia no fato de proteínas argentofílicas se associarem com as RONS, permitindo a visualização dos sítios ribossomais a partir da impregnação pelo íon prata (Goodpasture & Bloom 1975). No entanto, esta técnica revela apenas os sítios de rDNA que tiveram atividade gênica durante a interfase (Cabrero & Camacho 2008). Por outro lado, técnicas citogenéticas moleculares, como a hibridação *in situ* fluorescente (FISH) tem sido uma ferramenta importante, pois permite o acesso a todos os genes de rDNA independente de sua ativação (Datson & Murray 2006; Nguyen et al. 2008).

As RONS em Coleoptera podem ser encontradas em pares autossômicos e/ou nos cromossomos sexuais (Tabela 1); porém, de acordo com a literatura, o padrão de distribuição mais frequente é a presença de duas RONS autossômicas (Schneider et al. 2007). Em Chrysomelidae, das 23 espécies cujos cromossomos foram submetidos à impregnação pelo íon prata e/ou técnica de FISH com sonda de rDNA, 16 espécies mostraram RONS autossômicas, uma espécie exibiu RON sobre o cromossomo sexual neoX, e três outras revelaram um padrão inespecífico de marcação (ver Tabela 1). Nas duas únicas espécies de Cassidinae *s.l.* que tiveram o padrão de RON estabelecido, verificou-se que em *Chelymophra variabilis*, com $2n=20+X_{yp}$, essa região encontra-se no braço curto do quinto par autossômico, portador de

construção secundária, e em *Botanochara angulata*, com $2n=51=48+X_p\text{neo}X\text{neo}Y_p$, a RON está presente em alguns cromossomos autossômicos, os quais não foram determinados (Postiglioni et al. 1990; Yadav & Pillai 1975).

A identificação das RONS ou sítios ribossomais é de grande importância para comparações cariotípicas de espécies relacionadas, em estudos taxonômicos e evolutivos, no estabelecimento da arquitetura molecular dos cromossomos, e para a elucidação do modo de associação de alguns cromossomos sexuais durante a meiose, especialmente daqueles pertencentes ao sistema de determinação sexual do tipo Xy_p , cuja associação frequentemente está relacionada à presença de material nucleolar (Petitpierre 1996; Schneider et al. 2007)

Vários eventos têm sido propostos como responsáveis pela variação no número e localização das RONS que ocorrem de forma intra ou interespecífica, como alteração cromossômica estrutural, recombinação ectópica entre regiões cromossômicas terminais e transposição do rDNA (Cabrero & Camacho 2008). No entanto, somente com análises citogenéticas comparativas entre espécies relacionadas é possível inferir sobre os mecanismos que ocorrem de forma predominante em certo grupo de espécies.

O rDNA 5S é constituído por múltiplas sequências nucleotídicas, separadas por espaçadores intergênicos não-transcritos (ITS) e repetidas em tandem, formando clusters que se encontram localizados em um ou mais cromossomos (Long & David 1980; Martins & Wasko 2004). Ao contrário do rDNA 45S, o rRNA 5S encontra-se localizado fora do nucléolo e liga-se às proteínas ribossomais antes de incorporar-se ao ribossomo (Martins & Wasko 2004). O rRNA 5S é altamente conservado mesmo em espécies não relacionadas, e assim como os genes de rDNA 45S, o estudo do seu padrão de distribuição pode contribuir para a compreensão da estrutura, organização e evolução genômica.

A localização e o número de sítios do rDNA 5S vem sendo examinada em alguns grupos de animais, como mamíferos, peixes e insetos (Benes & Cave 1985; Martins & Wasko 2004; Cabral-de-Mello et al. 2011b, 2011c; Goll et al. 2015). Nos coleópteros, 37 espécies incluídas na família Scarabaeidae e uma espécie da família Tenebrionidae foram analisadas com relação a distribuição do gene 5S. Em Scarabaeinae, cerca de 78% das espécies apresentaram dois sítios de rDNA 5S localizados, principalmente, em um par de cromossomos autossômicos. Além disso, em *Eurysternus caribaeus* os sítios estavam localizados no cromossomo X, em *Coprophanaeus ensifer* nos cromossomos sexuais X e Y, e em *Diabroctis mimas* ocorreram cinco sítios de rRNA 5S em dois pares autossômicos e um sítio no cromossomo X. No tenebrionídeo *Lagria villosa* foram observados dois sítios do rDNA 5S no braço curto do quarto

par cromossômico, o qual está co-localizado com o rDNA 18S (Cabral-de-Mello et al. 2011b, 2011c; Oliveira et al. 2012; Arcanjo et al. 2013; Goll et al. 2015).

Marcadores moleculares associados a técnicas FISH vem sendo utilizados na identificação de outros sítios cromossômicos, como os pequenos RNA nucleolares (snRNA) e as sequências teloméricas, que assim como os genes ribossomais, podem exibir informações relevantes sobre os processos de evolução cromossômica dos organismos. Nos eucariotos, a garantia de sucesso da expressão gênica depende da remoção dos íntrons do RNA mensageiro (mRNA), num processo chamado de *splicing* do RNA. O *splicing* é executado por uma macromolécula chamada de spliceossomo, que possui atividade catalítica, e consiste em um complexo de mais de 200 proteínas e de uma família multigênica de RNA não-codificadores, os snRNA, que são formados por cinco unidades, U1, U2, U4, U5 e U6 (Sashital et al. 2007).

Os componentes do spliceossomo, incluindo o snRNA, são altamente conservados nos eucariotos (Mount & Slaz 2000; Barbosa-Morais et al. 2006), e já foram mapeados nos cromossomos de alguns organismos, como humanos (Lund et al. 1983) camundongos (Lund & Nesbitt 1988) e peixes (Manchado et al. 2006; Cabral-de-Mello et al. 2012). Nos insetos, apenas sete espécies de gafanhotos (Bueno et al. 2013; Palácios-Gimenez et al. 2013) e uma espécie de lepidóptera (Serra-Montes et al. 2005) foram analisadas. Os genes snRNA podem apresentar-se como múltiplas cópias dispersas no genoma, como observado em humanos e camundongos (Manser & Gesteland 1982; Marzluff et al. 1983), podem estar organizados em tandem, como encontrado em peixes (Marz et al. 2008), bem como co-localizado com outras famílias multigênicas (rDNA 5S) (Ebel et al. 1999; Machado et al. 2006) ou alocado no cromossomo sexual ou supernumerário em artrópodos (Bueno et al. 2013; Palácios-Gimenez et al. 2013).

Dentre a família do snRNA, o U2 tem função muito importante no *splicing* do mRNA, identificando o ponto de ramificação da adenosina, e interagindo com o snRNA U6 para a formação do sítio de ativação do spliceossomo (Valadkhan & Manley 2001, 2003). A sequência codificadora do snRNA U2 é uma das maiores sequências da família multigênica snRNA, e embora tenha se mostrado conservada nos eucariotos, difere entre as espécies quanto a localização nos cromossomos e número de repetições (Hernandez et al. 2001; Guthrie & Patterson, 1988). Através da técnica de FISH em peixes, o snRNA U2 foi observado em apenas um par cromossômico, disperso no genoma, ou co-localizado com genes ribossomais (Manchado et al. 2006; Úbeda-Manzaro et al. 2010). Em insetos, somente uma espécie de gafanhoto foi analisada, *Abractis flavolineata*, que exibiu apenas um par cromossômico portando o cluster do gene snRNA U2 (Bueno et al. 2013).

Os telômeros são estruturas formadas por DNA e proteínas, que estão localizados na porção final dos cromossomos, e tem como principais funções prevenir a ligação entre as extremidades cromossômicas e a degradação do DNA durante a replicação (Blackburn 1991). Em muitos organismos, o DNA telomérico é constituído por cópias de sequências simples repetidas em tandem e mantidos ao final da fita de DNA por uma transcriptase reversa, a telomerase (Blackburn 1991; Zakian 1995). Usualmente, qualquer alteração na localização telomérica pode representar a ocorrência de rearranjos cromossômicos.

As sequências teloméricas são bastante conservadas em grandes grupos taxonômicos, como o cluster TTTAGGG em plantas (Zellinger & Riha 2007), o hexâmetro TTAGGG nos vertebrados (Zakian 1995), e a sequência pentamérica TTAGG nos insetos (Okazaki et al. 1993; Sahara et al. 1999). O cluster TTAGG foi descrito pela primeira vez em um representante da ordem Lepidoptera, *Bombyx mori* (Okazaki et al. 1993), e depois observado em outros grupos de insetos, além de espécies de crustáceos, miriápodes e quelicerados (Sahara et al. 1999; Vitková et al. 2005).

Entretanto, a sequência consenso dos insetos e artrópodes TTAGG foi perdida em algumas espécies da ordem Coleoptera, como da família Tenebrionidae, onde houve a substituição para o cluster TCAGG (Mravinac et al. 2011). Além da variação na sequência, diferentes mecanismos de manutenção dos telômeros foram observados entre os insetos, como nos dípteros *Drosophila melanogaster*, no qual os elementos transponíveis HeT-A e TART são adicionados e mantidos na porção terminal do cromossomo através de transposição (Biessmann et al. 1990), e em espécies do gênero *Chironomus*, onde ocorre a recombinação desigual entre as sequências repetitivas localizadas na porção terminal dos cromossomos (Nielsen & Edstrom 1993). Nos coleópteros, algumas hipóteses surgiram sobre os mecanismos de manutenção dos telômeros em espécies TTAGG-negativas, tal como a formação de domínios localizados na região subtelomérica constituídos pelos retrotransposons TRAS1 e SART1, que são ativamente transcritos e não dependentes da telomerase (Pryde et al. 1997; Takahashi & Fujiwara 1999).

Tabela 1 - Espécies de Coleoptera com dados sobre as regiões organizadoras de nucléolo (atualizado de Schneider et al. 2007).

<i>Espécies</i>	<i>Fórmula cromossômica (2n machos)</i>	<i>Número de RONs</i>	<i>Cromossomo portador da RON</i>	<i>Técnica</i>	<i>Referência</i>
ADEPHAGA					
Carabidae					
Carabinae					
Carabini					
<i>Carabus cancellatus</i> Illiger, 1798	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus coarctatus</i> Brulle, 1838	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus coarctatus</i> La Ferté-Sénéctère, 1846	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus granulatus</i> Linnaeus, 1758	27=26+X0	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus lusitanicus</i> Fabricius, 1801	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus macrocephalus</i> Dejean, 1826	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus melancholicus</i> Fabricius, 1798	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus morbillosus</i> Fabricius, 1792	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus nemoralis</i> Müller, 1764	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus problematicus</i> Herbst, 1786	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus rugosus</i> Fabricius, 1775	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Carabus violaceus</i> Linnaeus, 1758	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Calosoma maderae</i> (Fabricius, 1775)	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
<i>Calosoma sycophanta</i> (Linnaeus, 1758)	28=26+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996
Ceroglossini					
<i>Ceroglossus chilensis</i> Eschscholtz, 1829	30=28+XY/41=38+III/ 42=40+XY	2	1 par autossômico de tamanho grande	Ag RON e FISH	De la Rúa et al. 1996; Galián et al. 1996
Cychrini					
<i>Cychrus caraboides</i> (Linnaeus, 1758)	35=34+X0(Bs)	2-4 4	----- 2 pares autossômicos de tamanho médio – região distal	Ag RON FISH	De la Rúa et al. 1996
Cicindelinae					
Cicindelini					
<i>Cephalota (Cassolaia) maura</i> (Linnaeus 1758)	2n=18+XXXXY	3	1 par autossômico e cromossomo X	Ag RON e FISH 18S	Proença et al. 2011
<i>Cephalota (Cephalota) hispanica</i> (Gory 1833)	2n=18+XXY	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH - 18S	Proença et al. 2011
<i>Cephalota (Taenidia) circumdata imperialis</i> (Klug 1834)	2n=18+XXXXY	4	1 par autossômico e cromossomos XY	Ag RON e FISH - 18S	Proença et al. 2011
<i>Cephalota (Taenidia) deserticoloides</i> (Codina 1931)	2n=18+XXXXY	4	1 par autossômico e cromossomos XY	Ag RON e FISH - 18S	Proença et al. 2011
<i>Cicindela (Brasiella) argentata</i> Fabricius, 1801	21=18+ X ₁ X ₂ Y	2	2 cromossomos autossômicos de tamanho médio	FISH	Proença et al. 2004
<i>Cicindela (Cosmodela) aurulenta</i> Fabricius, 1801	22=18+ X ₁ X ₂ X ₃ Y	4	1 par autossômico e 2 X	FISH	Proença et al. 2004
<i>Cicindela campestris</i> Linnaeus, 1758	22=18+X ₁ X ₂ X ₃ Y	2	multivalente sexual	Ag RON	Serrano 1981; Serrano e Collares-Pereira 1992; Galián et al. 1995

<i>Cicindela cardinalba</i> Sumlin 1876	$2n\sigma = 20 + X_1X_2X_3Y$	2	2 cromossomos sexuais	Ag RON e FISH 18S/28S	Galián e Hudson 1999
<i>Cicindela deserticoloides</i> Codina, 1931	22=18+XXXXY	2	multivalente sexual	Ag RON	Galián et al. 1995
<i>Cicindela duodecimguttata</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindela formosa generosa</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$		1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindela flexuosa</i> Fabricius, 1787	22=18+ $X_1X_2X_3Y$	2	multivalente sexual	Ag RON	Galián et al. 1995
<i>Cicindela flexuosa</i> Fabricius, 1787	22=18+ $X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico ou 2 cromossomos sexuais	Ag RON e FISH	Proença e Galián 2003
<i>Cicindela germanica</i> Linnaeus, 1758	16=14+XY	2-4	autossômico	FISH	Galián et al. 2002
<i>Cicindela gillesensis</i> Hudson 0883	$2n\sigma = 22 + X_1X_2X_3Y$	2	2 cromossomos sexuais	Ag RON e FISH 18S/28S	Galián e Hudson, 1999
<i>Cicindela littoralis</i> Fabricius, 1792	22=18+ $X_1X_2X_3Y$	3 ou 2	1 par autossômico e região distal ou 1 par autossômico de tamanho pequeno – região distal	Ag RON e FISH	Proença e Galián 2003
<i>Cicindela littorea</i> Forsk, 1775	22=18+ $X_1X_2X_3Y$ and $2n= 18+XXXXY$	2	multivalente sexual	Ag RON	Serrano et al. 1986; Galián et al. 1995
<i>Cicindela maura</i> Linnaeus, 1758	22=18+XXXXY	2	multivalente sexual	Ag RON	Galián et al. 1995
<i>Cicindela melancholica</i> Fabricius, 1798	22=18+XXXXY	2	multivalente sexual	Ag RON	Galián et al. 1995
<i>Cicindela oregona</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	região intersticial do X e região distal do Y 1 par autossômico	FISH – 18S Ag RON e FISH 18S	Galián et al.2007
<i>Cicindela (Cylindera) paludosa</i> Dufour, 1820	15=14+X0	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH – 18S	Serrano et al. 1986; Galián et al. 1990; Galián et al. 1995
<i>Cicindela suturalis</i> Fabricius, 1798	23=18+ $X_1X_2X_3X_4Y$	2	X_3 e X_4	FISH	Proença et al. 2004
<i>Cicindela pimeriana</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindela repanda</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindela (Rivacindela) cardinalba</i> Sumlin, 1987	24=20+ $X_1X_2X_3Y$	2	2 cromossomos sexuais – região distal	Ag RON e FISH	Galián e Hudson 1999
<i>Cicindela (Rivacindela) gillesensis</i> Hudson, 1994	26=22+ $X_1X_2X_3Y$	2	2 cromossomos sexuais – região distal	Ag RON e FISH	Galián e Hudson 1999
<i>Cicindela (Rivacindela) sp. (saetigera</i> Horn, 1893 group)	26=22+ $X_1X_2X_3Y$	2	2 cromossomos sexuais – região distal	Ag RON e FISH	Galián e Hudson 1999
<i>Cicindela sexguttata</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindela splendida</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindela sp. (saetigera group)</i>	$2n\sigma = 22 + X_1X_2X_3Y$	2	2 cromossomos sexuais	Ag RON e FISH 18S/28S	Galián e Hudson, 1999
<i>Cicindelidia aterrima</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	sexuais – 1 cromossomo X e Y	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia flohri</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia nebuligera</i>	$2n=18+X_1X_2Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007

<i>Cicindelidia nigrocoerulea</i>	$2n=18+X_1X_2X_3X_4Y$	2	sexuais – 1 cromossomo X e Y	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia obsoleta</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia ocellata</i>	$2n=18+X_1X_2Y$	3	1 par autossômico e 1 cromossomo X	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia punctulata</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	Sexuais – 1 cromossomo X e Y	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia roseiventris mexicana</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	3	1 par autossômico e 1 cromossomo X	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia rufiventris</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia rugatilis</i>	$2n=18+X_1X_2Y$	3	1 par autossômico e 1 cromossomo X	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cicindelidia sedecimpunctata</i>	$2n=18+X_1X_2Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cylindera hemichrysea</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cylindera lemniscata</i>	$2n=18+X_1X_2X_3X_4Y$	2	sexuais – 1 cromossomo X e Y	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Cylindera (Cylindera) paludosa (Dufour 1820)</i>	$2n=14+X0$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH 18S	Proença et al. 2011
<i>Cylindera (Eugrapha) trisignata (Dejean 1822)</i>	$2n=18+XXXXY$	3	cromossomos XXY	Ag RON e FISH 18S	Proença et al. 2011
<i>Ellipsoptera marginata</i>	$2n=18+X_1X_2X_3X_4Y$	6	cromossomos sexuais (X e Y)	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Ellipsoptera marutha</i>	$2n=18+X_1X_2X_3X_4Y$	2	cromossomos sexuais (X e Y)	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Habroscelimorpha dorsalis</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	3	1 par autossômico e 1 cromossomo X	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Habroscelimorpha fulgores</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	3	1 par autossômico e 1 cromossomo X	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Habroscelimorpha severa</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	3	1 par autossômico e 1 cromossomo X	Ag RON e FISH 18S	Galián et al. 2007
<i>Odontocheila confusa</i> Dejean, 1825	$22=20+XY$	2	1 par autossômico de tamanho médio	Ag RON e FISH	Proença et al. 2002a
<i>Odontocheila nodicornis</i> (Dejean, 1825)	$35=34+X0$	2	1 par autossômico de tamanho médio	Ag RON e FISH	Proença et al. 2002a
<i>Pachydela scutellaris</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH - 18S	Galián et al. 2007
<i>Prothymia</i> sp.	$24=20+XXXXY$	2	X e Y	FISH	Galián et al. 2002
<i>Pentacomia</i> sp.	$21=20+X0$	2	autossômico	FISH	Galián et al. 2002
<i>Tribonia tranquebarica</i>	$2n=18+X_1X_2X_3Y$	3	1 par autossômico e 1 cromossomo X	Ag RON e FISH - 18S	Galián et al. 2007
<i>Therates</i> sp.	$23=20+XXY$	2	X e Y	FISH	Galián et al. 2002
Ctenostomini					
<i>Ctenostoma (Procephalus) ornatum ornatum</i>	$2n=14+X_1X_2Y$	2	1 par autossômico menor cromossomo	FISH - 18S	Zacaro et al. 2004

Manticorini					
<i>Mantichora mygaloides</i> Thomson, 1857	38=36+XY	8	autossômico	FISH	Galián et al. 2002
Megacephalini					
<i>Amblycheila baroni</i> Rivers, 1890	44=42+XY	8	autossômico	FISH	Galián et al. 2002
<i>Megacephala brasiliensis</i> Kirby, 1818	12=10+XY	2	1 par autossômico de tamanho médio – região proximal	FISH	Proença et al. 2002b
<i>Megacephala (Phaeoxantha) cruciata</i> Brulle, 1837	31=30+X0	5	3 pares autossômicos de tamanho grande e pequeno – região telomérica	FISH	Proença et al. 2005
<i>Megacephala euphratica</i> Latreille & Dejean, 1822	31=30+X0	1-4	-----	Ag RON	Serrano et al. 1986; Galián et al. 1995
		6	3 pares autossômicos de tamanho médio	FISH	
<i>Megacephala (Tetracha) sobrina</i> Dejean, 1831	29=28+X0	8	6 pares autossômicos - região telomérica	FISH	Proença et al. 2005
<i>Megacephala (Tetracha) rutilans</i> Thompson, 1857	25=24+X0	2-3	2 pares autossômicos de tamanho médio – região proximal	FISH	Proença et al. 2005
<i>Megacephala whelani</i> Sumlin, 1992	26=24+XY	6	3 pares autossômicos de tamanho médio e pequeno – região telomérica	FISH 18S/28S	Galián e Hudson 1999
<i>Omus californicus</i> Eschscholtz, 1829	36=34+XY	6	autossômico	FISH	Galián et al. 2002
<i>Omus dejeani</i> Reiche, 1838	36=34+XY	6	autossômico	FISH	Galián et al. 2002
<i>Oxycheila (Oxycheila) tristis</i> (Fabricius, 1775)	29=24+ X ₁ X ₂ X ₃ X ₄ Y	6	3 pares autossômicos	FISH	Proença et al. 2005
Collyrinae					
<i>Ctenostoma (Procephalus) ornatum ornatum</i> Klug, 1834	17=14+X ₁ X ₂ Y	2	par 7 – região proximal	FISH	Zacaro et al. 2004
<i>Neocollyris</i> sp.	28=24+XXXXY	2	X e Y	FISH	Galián et al. 2002
Harpalinae					
Harpalini					
<i>Acinopus picipes</i> (Olivier, 1795)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Carterus fulvipes</i> (Latreille, 1817)	57=56+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Serrano 1981; Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Cryptophonus tenebrosus</i> (Dejean, 1829)	37	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Dicheirotichus obsoletus</i> (Dejean, 1829)	37	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Ditonus tricuspidatus</i> (Fabricius, 1792)	59	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Dixus capito</i> (Serville, 1821)	69=68+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Dixus clypeatus</i> (Rossi, 1790)	45=44+X0	4	2 pares autossômicos – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Dixus sphaerocephalus</i> (Olivier, 1795)	55=54+X0	4	2 bivalentes autossômicos	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Egadroma marginatum</i> (Dejean, 1829)	39=38+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Egadroma piceus</i> (Guérin-Méneville, 1830)	37=36+X0	4	2 pares autossômicos – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Eocartermus amicorum</i> Wrase, 1993	41?=40+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus affinis</i> (Schränk, 1781)	38	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus anxius</i> (Duftschmid, 1812)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus contemptus</i> Dejean, 1829	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus decipiens</i> Dejean, 1829	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus distinguendus</i> (Duftschmid, 1812)	37=36+X0	2 ou 4	1 ou 2 pares autossômicos	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus fuscipalpis</i> Sturm, 1818	38	4	4 cromossomos	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus honestus</i> (Duftschmid, 1812)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus microthorax salinator</i> Motschulsky, 1849	37=36+X0	2 ou 4	1 ou 2 pares autossômicos	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus nevadensis</i> K. Daniel & J. Daniel, 1898	?	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004

<i>Harpalus rubripes</i> (Duftschmid, 1812)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus rufipalpis</i> Sturm, 1818	30=28+XY	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus</i> sp.	?	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus serrripes</i> (Quenzel, 1806)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Harpalus wagneri</i> Schauburger, 1926	30=28+XY	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Lecanomerus</i> sp.	37	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Nesarpalus fortunatus</i> (Wollaston, 1863)	37	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Odontocarus cephalotes</i> (Dejean, 1826)	40?	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Ophonus (Hesperophonus) azureus</i> (Fabricius, 1775)	37?	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Ophonus (Hesperophonus) cribricollis</i> (Dejean, 1829)	37?	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Ophonus (Hesperophonus) pumilio</i> (Dejean, 1829)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Ophonus (Ophonus) ardosiancus</i> (Lutshnik, 1922)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Ophonus (Ophonus) sabulicola hispanicus</i> (Schauburger, 1926)	37	6	6 cromossomos autossômicos	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Parophonus hespericus</i> Jeanne, 1985	38	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Parophonus hispanus</i> (Rambur, 1838)	37?	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Pseudoophonus griseus</i> (Panzer, 1797)	37	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Pseudoophonus rufipes</i> (DeGeer, 1774)	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Pseudoophonus (Platus) calceatus</i> (Duftschmid, 1812)	?	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
<i>Stenolophus abdominalis</i> Gene, 1836	37=36+X0	2	1 par autossômico – região distal	FISH	Martínez-Navarro et al. 2004
Zabrini					
<i>Zabrus (Zabrus) ignavus</i> Csiki, 1907	47?	4	4 cromossomos	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Platyzabrus) pecoudi</i> Colas, 1942	49	4	2 pares autossômicos de tamanho médio – região distal	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) ambiguus</i> Rambur, 1838	59=58+X0	8 ou 8-10 ou 10-11 ou 9-12	4 pares – todo o braço 8-12 cromossomos	FISH	Galián et al. 1991; Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) angustatus</i> Rambur, 1838	59	2	1 par de tamanho médio	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) castroi</i> Martínez & Saez, 1833	59=58+X0(Bs)	6 ou 6-8 ou 12	3-4 pares ou 6 pares	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) coiffaiti</i> Jeanne, 1981	59=58+X0	8	2 pares de tamanho grande – todo o braço e 2 pares de tamanho médio – região distal	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) curtus arragonensis</i> Heyden, 1883	59=58+X0	4-6 ou 6	2 ou 3 pares autossômicos	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) curtus neglectus</i> Schaum, 1864	59=58+X0	2	1 par	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) eserensis</i> Bolívar, 1918	-----	6	3 pares	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) marginicollis</i> Dejean, 1828	57?	4	2 pares de tamanho médio – todo o braço	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) obesus</i> Audinet-Serville, 1821	59?	4	1 par de tamanho grande – região distal e par de tamanho médio – todo o braço	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) rotundatus</i> Rambur, 1838	-----	7-8	7-8 cromossomos; 1 cromossomo – região intersticial	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) seidlitz gredosanus</i> Jeanne, 1970	57=56+X0	5 ou 5-6 ou 6	-----	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) seidlitz laurae</i> Toribio, 1989	-----	5-6 ou 6-7 ou 8	-----	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000

<i>Zabrus (Iberoabrus) seidlitzii</i> Seidlitz, 1864	57=56+X0	5 ou 6	-----	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) silphoides</i> Dejean, 1828	59=58+X0	8	4 pares – todo o braço	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) theveneti</i> Chevrolat, 1874	59?	2	1 par de tamanho médio	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) urbionensis</i> Jeanne, 1970	60?	4	1 par de tamanho grande – região distal e 1 par de tamanho médio – todo o braço	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
<i>Zabrus (Iberoabrus) vasconicus</i> Uhagón, 1904	63=62+X0(Bs)	10 ou 8-12	5 pares / /8-12 cromossomos	FISH	Sánchez-Gea et al. 2000
Scaritinae					
<i>Distichus planus</i> (Bonelli, 1813)	39=38+X0	5	2 pares autossômicos e X	FISH	Galián et al. 1999
<i>Scarites (Scallophorites) buparius</i> (Forster, 1771)	39-37=34+X ₁ X ₂ Y(Bs)	4	4 cromossomos autossômicos	FISH	Serrano 1980; Galián et al. 1999
<i>pyracmon</i> Bonelli, 1813)					
<i>Scarites (Scallophorites) hespericus</i> Dejean, 1831	53=52+X0	4	4 cromossomos autossômicos	FISH	Galián et al. 1999
<i>(impressus</i> Fabricius, 1801)					
<i>Scarites (Scallophorites) occidentalis</i> Bedel, 1895	41=38+X ₁ X ₂ Y	4	4 cromossomos autossômicos	FISH	Serrano 1984; Galián et al. 1999
<i>(cyclops</i> Crotch, 1871)					
<i>Scarites (Scarites) eurytus</i> (Fischer, 1825)	45=44+X0	6	3 pares autossômicos de tamanho grande	FISH	Galián et al. 1999
<i>Scarites (Parallelomorphus) laevigatus</i> Fabricius, 1792	61=60+X0	4	4 cromossomos autossômicos	FISH	Galián et al. 1999
<i>Scarites (Parallelomorphus) terricola</i> Bonelli, 1813	57=56+X0	4	2 pares autossômicos de tamanho grande e pequeno – região distal	FISH	Galián et al. 1999
Trechinae					
<i>Bembidion lampros</i> (Herbst, 1784)	23=22+X0	2	1 par autossômico – região distal	Ag RON	Rozek 1998a
<i>Bembidion properans</i> (Stephens, 1828)	23=22+X0	2	1 par autossômico – região distal	Ag RON	Rozek 1998a
<i>Trechus latus</i> Putzeys, 1847	23=22+X0	2	1 par autossômico – região distal	Ag RON	Rozek 1998b
<i>Trechus pilisensis</i> Csiki, 1907	23=22+X0	2	1 par autossômico – região distal	Ag RON	Rozek 1998b
<i>Trechus pulchellus</i> Putzeys, 1846	23=22+X0	2	1 par autossômico – região distal	Ag RON	Rozek 1998b
<i>Trechus quadristriatus</i> (Schrank, 1781)	23=22+X0	2	1 par autossômico – região distal	Ag RON	Rozek 1998b
POLYPHAGA					
HYDROPHILOIDEA					
Hydrophilidae					
Helophorinae					
<i>Helophorus aequalis</i> Thomson, 1868	18=16+XY	2	par 6	Ag RON	Angus 1982
<i>Helophorus grandis</i> Illiger, 1798	18=16+XY	2	par 6	Ag RON	Angus 1983
SCARABAEOIDEA					
Geotrupidae					
Geotrupini					
<i>Thorectes intermedius</i> (Costa, 1827)	22=20+XY	----- 4 and 1 specimen with 1 or 4	coincidente com HC pares 1 e 3 – região distal	Ag RON e FISH	Vitturi et al. 1999
		2		Ag RON	
<i>Anoplotrupes stercorosus</i> (Scriba, 1791)	22=20+XY	----- 2	par 6 autossômico - acrocêntrico XY e coincidente com HC	Ag RON e FISH – 18S	Colomba et al. 2004
		2	2 cromossomos de tamanho médio-grande par 6 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	

Lucanidae Lucaninae Lucanini					
<i>Dorcus parallelipedus</i> (Linnaeus, 1758)	18=16+XY	----- 2	coincidente com HC par 2- região distal par 5 autossômico – acrocêntrico	Ag RON e FISH	Colomba et al. 2000a; Dutrillaux et al. 2007a
	18=16+neoXY	2	1 par autossômico – pequeno acrocêntrico		
<i>Dorcus titanus</i> Boisduval 1835	2n=14	2	par 5 autossômico – acrocêntrico	Ag RON	Abe and Kudoh 2005
<i>Lucanus cervus</i> Linnaeus 1758	2n=22	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux and Dutrillaux 2012
Passalidae Passalinae Passalini					
<i>Passalus unicornis</i> S. Fargeau, Serville 1825	2n=25/26 25=24+X0	4 2	pares 11 e 12 – acrocêntrico 1 par cromossômico – pequeno acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007a
Lamprimini					
<i>Lamprima adolphinae</i> Gestro 1875	2n=18	2	par 6 autossômico - metacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Melyridae					
<i>Astylus antis</i> (Perty, 1830)	18=16+ X _{yp}	2	1 bivalente autossômico	FISH - 18S	Mendes-Neto et al. 2010
Scarabaeidae Cetoniinae Cetoniini					
<i>Cetonia aurata</i> Linnaeus 1758	20=18+ X _{yp}	2	1 par cromossômico – pequeno acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007a
<i>Cetonia aurataeformis</i> Curti 1913	2n=20	2	par 6 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Oxythyrea funesta</i> Poda 1761	2n=20	2	par 8 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Virkki 1951; Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia aeruginosa</i> Linnaeus 1767	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia angustata</i> Germar 1817	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Protaetia aurichalcea</i> Fabricius 1779	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Protaetia cuprea metallica</i> Herbst 1782	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Virkki 1954a; Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia cuprea obscura</i> Andersch 1797	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia fieberi</i> Kraatz 1880	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia lugubris</i> Herbst 1786	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia mirifica</i> Mulsant 1842	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia morio</i> Fabricius 1782	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Virkki 1954a; Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia opaca</i> Fabricius 1787	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaetia speciosa</i> Adams 1817	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2008
<i>Protaecia (Potosia) opaca</i> Fabricius 1787	20=18+ X _{yp}	2	par 6 autossômico – intersticial em um submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007a
<i>Tropinota hirta</i> Poda 1761	2n=20	2	par 9 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Virkki 1951

Goliathini					
<i>Amaurodes passerini</i> Westwood 1844	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Chlorocala africana</i> Drury 1773	2n=14	5	pares 5 e 6 e cromossomo X - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Cyprolais hornimani</i> Bates 1877	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Dichranocephalus wallichii</i> Hope 1831	2n=20	2	par 8 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Dicronorhina micans</i> Drury 1773	2n=20	2	par 8 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Dicronorhina derbyana</i> Westwood 1844	2n=20	2	par 7 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Dicronorhina derbyana oberthuri</i> Deyrolle 1876	2n=20	2	par 7 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Eudicella aethiopica</i> Müller 1941	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Eudicella gralli</i> Buquet 1836	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Eudicella smithi</i> MacLeay 1838	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Goliathus goliathus</i> Drury 1770	2n=20	2	par 7 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Jumnos ruckeri</i> (Saunders)	14=12+XY	2	cromossomos X e Y	Ag RON	Macaisne et al. 2006
<i>Mecynorrhina torquata</i> Drury 1782	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Mecynorrhina polyphemus confluens</i> Kraatz 1870	2n=20	2	par 3 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Megalorrhina harrisi</i> Westwood 1847	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Plaesiorrhinella watkinsiana</i> Lewis 1879	2n=20	2	pair 6 autosomal - acrocentric	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Rhamphorrhina bertolonii</i> Lucas 1879	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Stephanorrhina guttata</i> Olivier 1789	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Stephanorrhina princeps</i> Allard 1984	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Gymnetini					
<i>Gymnetis pantherina</i> Burmeister 1842	2n=20	2	par 7 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Trichiini					
<i>Gnorimus nobilis</i> Linnaeus 1758	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Osmoderma eremita</i> Scopoli 1763	2n=18+B	2	par 3 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Osmoderma lassallei</i> Baraud & Tauzin 1991	2n=18	2	par 3 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Osmoderma scabra</i> P. de Beauvois 1805	2n=18+B	1	cromossomo neoX	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2009a
<i>Trichiotinus assimilis</i> Kirby 1837	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Smith 1953
<i>Trichius fasciatus</i> Linnaeus 1758	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Trichius rosaceus zonatus</i> Germar 1829	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Virkki 1954a
<i>Trichius sexualis</i> Bedel 1906	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Dynastinae					
Cyclocephalini					
<i>Cyclocephala insulicola</i> Arrow 1937	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007b
<i>Cyclocephala maffa</i> Burmeister 1847	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007b
<i>Cyclocephala melanocephala rubiginosa</i> Burmeister 1847	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Cyclocephala tridentata</i> Fabricius 1801	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007b
<i>Cyclocephala tridentata dominicensis</i> Cartwright & Chalumeau 1977	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux and Dutrillaux 2012
Dynastini					
<i>Augosoma centaurus</i> Fabricius, 1775	18=16+neoXY	2	1 par autossômico - pequeno	Ag RON	Dutrillaux et al. 2013
<i>Chalcosoma atlas</i> Linnaeus 1758	2n=20	2	Par 3 autossômico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Dynastes hercules</i> Linnaeus 1758	2n=18	1	cromossomo neoX	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007c

<i>Dynastes tityus</i> Linnaeus 1758	2n=18	1	cromossomo neoX	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Megasoma actaeon</i> Linnaeus 1758	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007b
<i>Xylotrupes gideon</i> G-Ménéville 1830	2n=20	1	cromossomo X - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Pentodontini					
<i>Ligyris cuniculus</i> Fabricius 1801	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux et al. 2007b
<i>Ligyris ebenus</i> De Geer, 1774	20=18+X _{yp}	2	par 9 autossômico - metacêntrico	Ag RON	Bione et al. 2005b
<i>Pentodon bidens punctatum</i> Villers, 1899	19=18+X0	-----	X- região distal e coincidente com HC	Ag RON	Vitturi et al. 2003
		1	X- região distal	FISH – 18S	
<i>Pentodon idiota</i> Herbst 1789	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Oryctini					
<i>Oryctes nasicornis</i> Linnaeus 1758	2n=18	2	par 6 autossômico - acrocêntrico	Ag RON	Virkki 1954b; Dutrillaux e Dutrillaux 2009a
<i>Strategus surinamensis hirtus</i> Sternberg, 1910	20=18+X _{yp}	-----	X _{yp}	Ag RON	Bione et al. 2005b
<i>Strategus syphax</i> Fabricius 1775	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Phyleurini					
<i>Phileurus didymus</i> Linnaeus 1758	2n=16	1	cromossomo neo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Phileurus valgus antillarum</i> Prell 1912	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Melolonthinae					
Melolonthini					
<i>Amphimallon majale</i> Razoumowski 1789	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Haplidia transversa</i> Fabricius 1801	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Lyogenys fuscus</i> Blanchard, 1850	20=18+X _{yp}	-----	X _{yp} e coincidente com HC	Ag RON e FISH	Moura et al. 2003
		1	X		
<i>Melolontha melolontha</i> Linnaeus 1758	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Giannoulis et al. 2011
<i>Melolontha pectoralis</i> Megerle 1812	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Giannoulis et al. 2011
<i>Phyllophaga pleei</i> Blanchard 1850	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Phyllophaga sandersoniella</i> Chalumeau & Gruner 1976	2n=20	2	par 6 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Phyllophaga (Phyllophaga) aff capillata</i> Blanchard, 1850	20=18+XY _p	-----	1 bivalente autossômico e coincidente com HC	Ag RON FISH	Moura et al. 2003
		2	1 bivalente autossômico de tamanho pequeno		
<i>Phyllophaga (Phytalus) vestita</i> Moser, 1918	20=18+X _{yp}	-----	X _{yp} coincidente com HC	Ag RON e FISH	Moura et al. 2003
		1	X		
Hopliini					
<i>Hoplia uniformis</i> Reitter 1885	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Euchirini					
<i>Propomacrus bimucronatus</i> Pallas 1781	2n=20	2	par 9 autossômico - submetacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Rutelinae					
<i>Pelidnota pallidipennis</i> Bates, 1904	20=18+X _{yp}	-----	X _{yp}	Ag RON FISH	Bione et al. 2005b
		1	X		

Anomalini					
<i>Anomala dubia</i> Scopoli 1763	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Anomala luciae</i> Blanchard 1850	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Exomala hirtella</i> Brullé 1832	2n=20	1	cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Leucothyreini					
<i>Leucothyreus guadulpiensis</i> Burmeister 1844	2n=20	2	par 1 autossômico - metacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Leucothyreus nolleti</i> Paulian 1947	2n=20	2	par 1 autossômico - metacêntrico	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
Rutelini					
<i>Macraspis festiva</i> Burmeister, 1844	18=16+Xy _p	----- 1	Xy _p X	Ag RON e FISH	Bione et al. 2005b
<i>Macraspis tristis</i> Castelnau 1850	2n=18	4	pares 5 e 7 autossômico - submetacêntrico cromossomo X	Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2009b
<i>Rutela striata</i> Olivier 1789	2n=20	1		Ag RON	Dutrillaux e Dutrillaux 2012
<i>Geniates borelli</i> Camerano, 1894	20=18+Xy _p	----- 1	Xy _p X	Ag RON e FISH	Bione et al. 2005b
Scarabaeinae					
<i>Glyphoderus sterquilinus</i> (Westwood, 1837)	18=16+XY	-----	coincidente com HC	Ag RON	Colomba et al. 1996
<i>Gymnopleurus sturmi</i> MacLeay, 1821	20=18+XY	----- 4 ou 5	coincidente com HC 4 ou 5 cromossomos de tamanho médio	Ag RON e FISH	Colomba et al. 2000b
Ateuchini					
<i>Atheuchus</i> sp.	16=14+Xy	4	2 pares autossômicos – região pericêntrica	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011b
Cantonini					
<i>Canthon staigi</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico – região pericêntrica	FISH - 45S	Cabral de Mello et al 2011b
<i>Deltochilum (Deltohyboma) calcaratum</i> (Laporte, 1840)	14=12+neoXY	6 9	coincidente com HC em 4 pares autossômicos; pares 1 e 2 e cromossomo X- região terminal pares autossômicos, 2 X e Y – região pericêntrica e cromossomos difásicos	Ag RON e FISH – 45S	Cabral de Mello et al. 2010; Cabral de Mello et al. 2011b
<i>Deltochilum elevatum</i>	20=18+Xy _p	2	1 par autossômico	FISH – 45S	Cabral de Mello et al. 2011b
<i>Deltochilum (Deltohyboma) aff morbillosum</i> Burmeister, 1848	14=12+neoXY	6	coincidente com HC em 4 pares autossômicos pares 1, 2 e cromossomo X na região terminal	Ag RON e FISH – 45S	Cabral de Mello et al. 2010
<i>Deltochilum verruciferum</i>	20=18+Xy _p	5	pares autossômicos e cromossomo y – região pericêntrica e cromossomos difásicos	FISH – 45S	Cabral de Mello et al. 2011b
Coprini					
<i>Dichotomius affinis</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c

<i>Dichotomius bos</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico – região pericentromérica	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius crinicollis</i>	18=16+Xy _p	3	1 par autossômico e cromossomo X – região pericentromérica	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius depresicollis</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico – região pericentromérica	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius geminatus</i>	18=16+Xy _p 20=18+ Xy _p	4	1 par autossômico – região pericentromérica e terminal	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2010; Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius laevicollis</i>	18=16+Xy _p	4 2	Pares 3 e 4 – braço pequeno 1 par autossômico – região pericentromérica	FISH - 18S FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius mórmon</i>	18=16+Xy _p	6	2 pares autossômicos e 2 cromossomos X	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius aff mundus</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius nesus</i>	18=16+Xy _p	2	cromossomo X e y – região pericentromérica	FISH - 45S	Silva et al. 2009; Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius semianeus</i>	18=16+Xy _p	1	cromossomo X	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius semisquamosus</i>	18=16+Xy _p	3	1 par autossômico e cromossomo X – região pericentromérica	FISH - 45S	Silva et al. 2009; Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius sericeus</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico – região pericentromérica	FISH - 45S	Silva et al. 2009; Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius aff sericeus</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Dichotomius sp.</i>	18=16+Xy _p	2	1 par autossômico	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011c
<i>Ontherus appendiculatus</i>	20=18+Xy _p	2	1 par autossômico – região pericentromérica e terminal	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011b
<i>Ontherus sulcator</i>	20=18+Xy _p	8	4 pares autossômicos	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011b
Gymnopleurini					
<i>Gymnopleurus sturmi</i>	2n =18+Xy	5	2 autossômicos + 1 cromossomo – regiões pericentromérica e subterminal	FISH - 45S	Colomba et al. 2000
Oniticellini					
<i>Eurysternus caribaeus</i>	8=6+neoXY	2	cromossomo X e Y – região pericentromérica	FISH - 45S	Arcanjo et al. 2009; Cabral de Mello et al. 2011b
Onitini					
<i>Bubas bison</i> (Linnaeus, 1767)	20=18+XY	8	coincidente com HC e 8 cromossomo	Ag RON FISH - 45S	Colomba et al. 1996, 2006
Onthophagini					
<i>Digitonthophagus gazella</i>	20=18+Xy _p /Xy/Xy _r	2	1 par autossômico – região pericentromérica	FISH - 45S	Cabral de Mello et al. 2011b
Phanaenini					
<i>Coprophanæus (Coprophanæus) acrisius</i> (MacLeay, 1819)	20=18+XY	6	3 pares autossômicos - terminal	FISH - 18S	Oliveira et al. 2012b
<i>Coprophanæus (Coprophanæus) cyanescens</i> (Olivier, 1789)	20=18+Xy _p	6 9	2 pares autossômicos e cromossomo X – cromossomos difásicos 4 pares autossômicos + 1 cromossomo	FISH - 45S FISH - 18S	Oliveira et al. 2010; Cabral de Mello et al. 2011b Oliveira et al. 2012a

<i>Coprophanaeus (Coprophanaeus) dardanus</i> (Mac-Leay, 1819)	20=18+Xy	4	2 pares autossômicos - pericentromérico	FISH - 18S	Oliveira et al. 2012b
<i>Coprophanaeus (Megaphanaeus) bellicosus</i> (Olivier, 1789)	20=18+Xy	16	8 pares autossômicos - pericentromérico	FISH - 18S	Oliveira et al. 2012b
<i>Coprophanaeus (Megaphanaeus) ensifer</i> (Germar, 1824)	20=18+XY	16	região pericentromérica de todos os cromossomos 7 bivalentes autossômicos e cromossomo X	Ag RON and FISH - 45S	Oliveira et al. 2010; Cabral de Mello et al. 2011b
<i>Coprophanaeus (Metallophanaeus) pertyi</i> (Olsoufieff, 1924)	20=18+ Xy _p	2	1 par autossômico - terminal	FISH - 18S	Oliveira et al. 2012b
<i>Coprophanaeus (Metallophanaeus) horus</i> (Waterhouse, 1891)	20=18+ Xy _p	2	par autossômico - terminal / cromossomo X - pericentromérico	FISH - 18S	Oliveira et al. 2012b
<i>Diabroctis mimas</i> (Linnaeus, 1767)	20=18+Xy _p	8	6 pares autossômicos e 2 cromossomos X s – região pericentromérica e cromossomos difásicos	Ag RON FISH - 45S	Bione et al. 2005a; Cabral de Mello et al. 2011b
<i>Isocoprins inhiata</i> (Germar, 1824)	18=16+Xy _p	----- 2	Xy _p e coincidente com HC 1 par autossômico de tamanho médio	Ag RON FISH - 45S	Bione et al. 2005a
<i>Phanaeus (Notiophanaeus) chalconelas</i>	12=10+neoXY	2	1 par autossômico	Ag RON and FISH - 18S	Arcanjo et al. 2013
<i>Phanaeus splendidulus</i>	20=18+Xy _p	7 10	3 pares autossômicos + 1 cromossomo 5 pares autossômicos	FISH - 45S Ag RON and FISH - 18S	Cabral de Mello et al. 2011b; Arcanjo et al. 2013
BUPRESTOIDEA					
Buprestidae					
Buprestinae					
Chrysobothrini					
<i>Sphaerobothris aghababiani</i>	16=14+ Xy _p		alguns bivalentes autossômicos – telomérico e perto do telômero e no sexual	Ag RON	Karagyan 2001
Polycestinae					
<i>Acmaeoderella boryi</i> (Brulle, 1832)	18=16+Xy _r	-----	alguns bivalentes e y	Ag RON	Karagyan 2001
<i>Acmaeoderella flavofasciata</i> (Piller & Mitterpacher, 1783)	18=16+Xy _r	1	Y	Ag RON	Karagyan 2001
<i>Acmaeoderella gibbulosa</i> (Menetries, 1832)	18=16+Xy _r	-----	Xy _r	Ag RON	Karagyan 2001
<i>Acmaeoderella vetusta</i> (Menetries, 1832)	18=16+Xy _r	1	Y	Ag RON	Karagyan 2001
Acmaeoderini					
<i>Acmaeodera pilosellae pérsica</i>	20♂=18+neoXY	2	1 bivalente autossômico	Ag RON	Karagyan et al. 2012
Chrysochroinae					
<i>Euchroma gigantea</i> L. 1735	36 = 30+ X ₁ X ₂ X ₃ Y ₁ Y ₂ Y ₃ ; 34 = 28+X ₁ X ₂ X ₃ Y ₁ Y ₂ Y ₃ ; 32 = 26+X ₁ X ₂ X ₃ Y ₁ Y ₂ Y ₃ ; 2n = 33	2	cromossomos X ₁ e X ₂	FISH - 45S	Moura et al. 2008

Dicercini					
<i>Dicerca aenea validiuscula</i>	20=18+X _{Yp}	2	1 bivalente autossômico – coincidente com CMA3	Ag RON	Karagyan et al. 2012
Sphenopterini					
<i>Sphenoptera mesopotamica</i> Marseul, 1865	24=22+X _{Yp}	2	1 bivalente de tamanho grande	Ag RON	Karagyan 2001
<i>Sphenoptera scovitzii</i> Faldermann, 1835	46?	4 ou 6	2 ou 3 bivalentes de tamanho grande	Ag RON	Karagyan 2001;
		6	3 bivalentes - coincidente com CMA3		Karagyan et al. 2012
<i>Stigmodera (Stigmodera) goryi</i> Hope, 1836	22=20+X _{Yp}	2	pares 7 ou 8- região distal	provavelmente Ag RON	Gardner 1988
<i>Stigmodera (Stigmodera) porosa</i> Carter, 1916	22=20+X _{Yp}	2	pares 7 ou 8- região distal	provavelmente Ag RON	Gardner 1988
<i>Stigmodera (Themognatha) alternata</i> Lumholtz, 1889	20=18+X _{Yp}	2	par 8- região distal	provavelmente Ag RON	Gardner 1988
<i>Stigmodera (Themognatha) donovani</i> Castelnau & Gory, 1838	22=20+X _{Yp}	2	pares 6, 7 e 8- região distal	provavelmente Ag RON	Gardner 1988
<i>Stigmodera (Themognatha) nickerli</i> Obenberger, 1922	20=18+X _{Yp}	2	par 8- região distal	provavelmente Ag RON	Gardner 1988
<i>Stigmodera (Themognatha) tricolorata</i> Waterhouse, 1874	22=20+X _{Yp}	2	pares 7 ou 8- região distal	provavelmente Ag RON	Gardner 1988
<i>Stigmodera (Themognatha) variabilis</i> (Donovan, 1805)	22=20+X _{Yp}	2	pares 7, 8 ou 9 - região distal	provavelmente Ag RON	Gardner 1988
ELATEROIDEA					
Elateridae					
Agrypninae					
Conoderini					
<i>Conoderus malleatus</i> (Germar, 1824)	17=16+X0	2	par 4 região distal	Ag RON	Schneider et al. 2007
<i>Conoderus dimidiatus</i> Germar, 1839	17=16+X0	4	pares 2 e 4 - região distal	Ag RON	Schneider et al. 2006
<i>Conoderus scalaris</i> (Germar, 1824)	17=16+X0	4	pares 2 e 4 - região distal	Ag RON	Schneider et al. 2006
<i>Conoderus stigmatus</i> Germar, 1839	16=14+neoXY	2	par 1 - região distal	Ag RON	Schneider et al. 2006
<i>Conoderus ternarius</i> Germar, 1839	17=16+X0	2	par 2 - região distal	Ag RON	Schneider et al. 2006
Pyrophorini					
<i>Ignelater luminosus</i> Costa, 1975 (under <i>Pyrophorus luminosus</i> Illiger, 1807)	17=14+X _p neoX _{neoYp}	2	1 bivalente de tamanho grande	Ag RON	Virkki et al. 1984
<i>Pyrearinus candelarius</i> (Germar, 1841)	15=14+X0	2	par 2 - região distal	Ag RON	Schneider et al. 2007
<i>Pyrophorus divergens</i> Eschscholtz, 1829	15=14+X0	2	par 2 - região distal	Ag RON	Schneider et al. 2007
<i>Pyrophorus punctatissimus</i> Blanchard, 1843	15=14+X0	2	par 2 - região distal	Ag RON	Schneider et al. 2007
CUCUJOIDEA					
Coccinellidae					
Coccinellinae					
<i>Cycloneda sanguinea</i> (Linnaeus, 1763)	20=18+X _{Yp}	2	1 par autossômico	Ag RON e FISH	Maffei et al. 2001c
		3	1 par autossômico e X _{Yp}		Maffei et al. 2004
<i>Eriopis connexa</i> (Germar, 1824)	20=18+X _{Yp}	2	1 par autossômico (⊗)/	Ag RON	Maffei et al. 2001a

<i>Olla v-nigrum</i> (Mulsant, 1866)	20=18+X _y _p	-----	1 bivalente e X _y _p (♂) X _y _p	Ag RON e FISH	Maffei et al. 2001b
Epilachninae <i>Epilachna paenulata</i> (Germar, 1824)	18=16+X _y _p	-----	autossômico	Ag RON	Drets et al. 1983
TENEBRIONOIDEA Meloidae Meloinae <i>Epicauta atomaria</i> (Germar, 1821)	20=18+X _y _p	----- 3	não específico bivalente 7 e X _y _p	Ag RON e SC	Almeida et al. 2000; Zacaro et al. 2003
Tenebrionidae Lagriinae <i>Laena reitteri</i> Weise, 1877	18=16+X _y _p	6	-----	Ag RON	Helecová et al. 2008
Tenebrioninae <i>Blaps gibba</i> Castelnau, 1840	38=30+X ₁ X ₂ X ₃ X ₄ X ₅ X ₆ X ₇ Y	-----	multivalente sexual	Ag RON	Vitturi et al. 1996
<i>Blaps gigas</i> (Linnaeus, 1767) <i>Lagria villosa</i>	35=30+X ₁ X ₂ X ₃ X ₄ Y 18=16+ X _y _p	----- 2	multivalente sexual par 4 autossômico	Ag RON Ag RON e FISH 18S	Vitturi et al. 1996 Lira-Neto et al. 2012; Goll et al. 2012
<i>Misolampus goudoti</i> Guérin-Méneville, 1834	20=18+X _y _p	3 2	1 bivalente e X _y _p 1 bivalente autossômico de tamanho médio	Ag RON e FISH	Juan et al. 1993
<i>Nyctobates gigas</i>	18=16+neoXY	2	1 par autossômico e coincidente com HC	Ag RON	Lira-Neto et al. 2012
<i>Palembus dermestoides</i> (Fairmaire, 1893)	20=18+X _y _p	----- 5	não específico bivalente 3, 7 e X _y _p	Ag RON e SC	Almeida et al. 2000; Zacaro et al. 2003
<i>Tenebrio molitor</i> Linnaeus, 1758	20=18+X _y _p	1 6	X _y _p , 2 pares autossômicos de tamanho médio, X, e y- região distal	Ag RON e FISH	Juan et al. 1993
<i>Zophobas aff. confusus</i>	20=18+ X _y _p	2	bivalente sexual e coincidente com HC	Ag RON	Lira-Neto et al. 2012
CHRYSOMELOIDEA Chrysomelidae Chrysomelinae <i>Chrysolina americana</i> (Linnaeus, 1758) <i>Chrysolina bankii</i> (Fabricius, 1775) <i>Timarcha aurichalcea</i> Bechyné, 1948 <i>Timarcha espanoli</i> Bechyné, 1948	24=22+X _y _p 23=22+X ₀ 18=16+neoXY 26=24+X _y _p	2 2 1 2	par 1 par 1 neoX 1 par autossômico	FISH FISH Ag RON and FISH Ag RON and FISH	Petitpierre 1975, 1996 Petitpierre 1975, 1996 Gómez-Zurita et al. 2004 Petitpierre 1970; Gómez-Zurita et al. 2004
<i>Timarcha fallax</i> Pérez, 1865	20=18+X _y _p	2	par 4- região distal	FISH	Petitpierre 1970; Gómez-Zurita et al. 2004
<i>Timarcha granadensis</i> Bechyné, 1948 <i>Timarcha lugens</i> Rosenhauer, 1856	22=20+X _y _p 20=18+X _y _p	2 2	1 bivalente 1 par autossômico	Ag RON FISH	Gómez-Zurita et al. 2004 Petitpierre 1976; Gómez-Zurita et al. 2004

<i>Timarcha marginicollis</i> Rosenhauer, 1856	20=18+Xy _p	2	1 bivalente	Ag RON	Petitpierre 1976; Gómez-Zurita et al. 2004
<i>Timarcha perezi</i> Fairmaire, 1884	20=18+Xy _p	2	par 4- região distal	FISH	Petitpierre 1970; Gómez-Zurita et al. 2004
<i>Timarcha punctella</i> Marseul, 1870	28=26+Xy _p	2	1 bivalente	Ag RON	Gómez-Zurita et al. 2004
<i>Zygogramma bicolorata</i> Pallister, 1953	24=22+Xy _p	4	4 cromossomos – regiões proximal e distal	Ag RON	Yadav et al. 1992
Alticinae					
<i>Alagoasa bicolor</i> (Linnaeus, 1767)	22=20+X+y	-----	não específico	Ag RON	Virkki e Denton 1987b
<i>Alagoasa januarua</i> Bechyné, 1955	22=20+X+Y	-----	autossômico – região proximal e cromossomo Y – intersticial e proximal	Ag RON	Virkki 1983
<i>Diabrotica speciosa</i> (Germar, 1824)	21=20+X0(Bs)	2	par 9 – região distal	Ag RON	Schneider et al. 2002
<i>Omophoita albicollis</i> (Fabricius, 1787)	22=20+X+y	-----	não específico	Ag RON	Virkki e Denton 1987b
<i>Omophoita annularis</i> (Illiger, 1807)	22=20+X+Y	-----	autossômico – região proximal	Ag RON	Virkki 1983
<i>Omophoita cyanipennis</i> (Fabricius, 1798)	22=20+X+y	-----	não específico	Ag RON	Virkki e Denton 1987b
<i>Omophoita magniguttis</i>	22=20+Xy	4	pares 2 e 6 - autossômico	FISH- 18S	Almeida et al. 2010
<i>Omophoita octoguttata</i> (Fabricius, 1775)	22=20+X+Y	-----	autossômico - região proximal	Ag RON e FISH- 18S	Virkki 1983; Almeida et al. 2010
<i>Omophoita personata</i> (Illiger, 1807)	22=20+X+Y	-----	autossômico – região proximal	Ag RON e FISH- 18S	Virkki 1983; Almeida et al. 2010
<i>Paranaita opima</i> (Germar, 1824)	22=20+XY	2	pequeno par autossômico	18S	
		2	par 6 – região intersticial	Ag RON	Almeida et al. 2006
Cassidinae					
<i>Botanochara angulata</i> (Germar, 1824)	51=48+X _p neoXneoY _p	-----	alguns bivalentes	SC	Postiglioni et al. 1990
<i>Chelymophra variabilis</i> Boheman, 1854	22=20+Xy _p	2	par 5 – região distal	Ag RON e SC	Postiglioni e Brum-Zorrilla 1988; Postiglioni et al. 1990, 1991
CURCULIONOIDEA					
Curculionidae					
Entiminae					
Eustylini					
<i>Diaprepes abbreviatus</i> (Linnaeus, 1764)	22=20+Xy _p	-----	Xy _p e coincidente com HC	Ag RON	Virkki e Sepúlveda 1990; Virkki et al. 1990
Sciaphilini					
<i>Barypeithes chevrolati</i> (Boheman 1843)	22=20+Xy _p	2	bivalente sexual	Ag RON	Dorota et al. 2012
<i>Barypeithes formaneki</i> (Fremuth 1971)	22=20+Xy _p	2	bivalente sexual	Ag RON	Dorota et al. 2012
<i>Barypeithes interpositus</i> (Roubal 1920)	22=20+Xy _p	2	bivalente sexual	Ag RON	Dorota et al. 2012
<i>Barypeithes pellucidus</i> (Boheman 1834)	22=20+Xy _p	2	bivalente sexual	Ag RON	Dorota et al. 2012
Otiorhynchini					
<i>Cirrorhynchus kelecsenyi</i> Frivaldszky, 1892	32=30+Xy _p	2	cromossomos sexuais	Ag RON	Lachowska et al. 2008
<i>Dodecastichus inflatus</i> (Gyllenhal, 1834)	22=20+Xy _p	2	cromossomos sexuais	Ag RON	Lachowska et al. 2008
<i>Otiiorhynchus</i> (s. str.) <i>coecus</i> Germar, 1824	22=20+Xy _p	4	par 4 autossômico e cromossomos sexuais	Ag RON	Lachowska et al. 2008
<i>Otiiorhynchus</i> (s. str.) <i>cornicinus</i> Stierlin, 1861	22=20+Xy _p	2		Ag RON	Lachowska et al. 2008
<i>Otiiorhynchus</i> (s. str.) <i>multipunctatus</i> (Fabricius, 1792)	22=20+Xy _p	4	1 par cromossômico e cromossomos sexuais	Ag RON	Lachowska et al. 2008

<i>Otiiorhynchus (Phalantorrhynchus) morio</i> (Fabricius, 1781)	22=20+Xy _p	4	1 par cromossômico e cromossomos sexuais	Ag RON	Lachowska et al. 2008
<i>Otiiorhynchus bisulcatus</i> (Fabricius, 1781)	22=20+Xy _p	2	cromossomos sexuais	Ag RON	Helecová et al. 2013
<i>Otiiorhynchus (Zadrehus) atroapterus</i> (De Geer, 1775)	22=20+Xy _p	2	Cromossomos sexuais	Ag RON	Helecová et al. 2013
Peritelini					
<i>Centricnemus leucogrammus</i>	22=20+ Xy _p	4	1 par cromossômico e cromossomos X e y	Ag RON	Lachowska et al. 2006
<i>Peritelus familiaris</i>	24=22+ Xy _p	4	1 par cromossômico e cromossomos X e y	Ag RON	Lachowska et al. 2006
Cryptorhynchinae					
<i>Acalles echinatus</i>	30=28+Xy _p	4	1 par autossômico e cromossomos X e y	Ag RON	Lachowska et al. 2009
<i>Acalles fallax</i>	30=28+Xy _p	4	1 par autossômico e cromossomos X e y	Ag RON	Lachowska et al. 2009
<i>Acalles petryszaki</i>	30=28+Xy _p	6	2 pares autossômicos e cromossomos X e y	Ag RON	Lachowska et al. 2009

B- cromossomo supranumerário; M- metacêntrico; Sm- submetacêntrico; St- subtelocêntrico; A- acrocêntrico; Sa- subacrocêntrico; HC- heterocromatina constitutiva; AgRON- RON impregnada por nitrato de prata; FISH- hibridação *in situ* fluorescente utilizando a sonda rDNA; SC- espalhando celular para visualização complexo sinaptonêmico.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos com a análise citogenética de 19 espécies de cassidíneos estudadas no presente trabalho permitiram constatar que:

- O número diploide $2n=18$ não é conservado entre todos os Cassidinae, mas ocorre com maior frequência em representantes da tribo Cassidini;
- A tribo Mesomphaliini exibe a maior heterogeneidade quanto ao número diploide e tipo de sistemas cromossômicos sexuais dentre os Cassidinae;
- O sistema cromossômico sexual Xy_p está presente na maioria das tribos e pode representar uma característica compartilhada entre as espécies de Cassidinae como um todo;
- Embora a distribuição da heterocromatina constitutiva tenha sido predominantemente pericentromérica nas 13 espécies estudadas, um padrão quase que espécie-específico foi encontrado. Este resultado indica que mudanças na distribuição da heterocromatina constitutiva podem ter sido responsáveis pela diferenciação cariotípica dos cassidíneos;
- O gene ribossomal 28S estava localizado em apenas um par autossômico em 10 das 11 espécies examinadas. Contudo, diferenças quanto a localização cromossômica dos clusters de rDNA ocorreram entre as espécies, especialmente na tribo Cassidini que possui a maior uniformidade de número diploide e tipo de sistema cromossômico sexual;
- A utilização do gene rDNA 28S como marcador cromossômico mostrou ser eficiente nos estudos de Cassidinae, pois permitiu revelar diferenças entre espécies com cariótipos semelhantes;
- Marcações teloméricas típicas do cluster $(TTAGG)_n$ foram observadas apenas nos cromossomos de *P. flava* (Mesomphaliini). Nas demais espécies estudadas, ocorreram variações no número de cromossomos portadores dos sítios teloméricos, o que pode indicar que a sequência $(TTAGG)_n$ vem sendo repetidamente perdida ao longo da evolução deste grupo;
- Embora diferenças quanto a localização do gene snRNA U2 tenham sido observadas em espécies pertencentes a um mesmo gênero e com cariótipo semelhante, a dificuldade em se obter resultados torna a utilização deste gene pouco viável nos estudos citogenéticos de Cassidinae.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABE, A.; KUDOH, K. Chromosomes of three species of *Dorcus* (Coleoptera, Lucanidae), with a note on their sex chromosome evolution. *Elytra*, v. 33, p. 513–521, 2005.

ALMEIDA, M.C.; ZACARO, A.A.; CELLA, D. Cytogenetic analysis of *Epicauta atomaria* (Meloidae) and *Palembus dermestoides* (Tenebrionidae) with Xyp sex determination system using standard staining, C-bands, NOR and synaptonemal complex microspreading techniques. *Hereditas*, v.133, p.47–157, 2000.

ALMEIDA, M.C.; CAMPANER, C.; CELLA, D.M. Karyotype characterization, constitutive heterochromatin and nucleolus organizer regions of *Paranaita opima* (Coleoptera, Chrysomelidae, Alticinae). *Genetic and Molecular Biology*, v. 29, p. 475-481, 2006.

ALMEIDA, M.C.; GOLL, L.G.; ARTONI, R.F.; NOGAROTOA. V.; MATIELLO, R.R.; VICARI, M.R. Physical mapping of 18S rDNA cistron in species of the *Omophoita* genus (Coleoptera, Alticinae) using fluorescent in situ hybridization. *Micron*, v. 41, p. 729–734, 2010.

ANGUS, R.B. Separation of two species standing as *Helophorus aquaticus* (L.) (Coleoptera, Hydrophilidae) by banded chromosome analysis. *Systematic Entomology*, v. 7, p. 265-281, 1982.

ANGUS, R.B. Separation of *Helophorus grandis*, *maritimus* and *occidentalis* sp. n. (Coleoptera, Hydrophilidae) by banded chromosome analysis. *Systematic Entomology*, v. 8, p. 1-13, 1983.

ARCANJO, A.M.; CABRAL-DE-MELLO, D.C.; BARROS E SILVA, A.E.; MOURA, R.C. Cytogenetic characterization of *Eurysternus caribaeus* (Coleoptera: Scarabaeidae): evidence of sex-autosome fusion and diploid number reduction prior to species dispersion. *Journal of Genetics*, v. 88, p. 177–182, 2009.

ARCANJO, AM.; CABRAL-DE-MELLO, D.C.; MARTINS, C.; MOURA, R.C.; SOUZA, M.J. Chromosomal diversification of diploid number, heterochromatin and rDNAs in two

species of *Phanaeus* beetles (Scarabaeidae, Scarabaeinae). *Genetics and Molecular Biology*, v. 36, p. 341-346, 2013.

BARBOSA-MORAIS, N.L.; CARMO-FONSECA, M.; APARICIO, S. Systematic genome-wide annotation of spliceosomal proteins reveals differential gene family expansion. *Genome Research*, v.16, p. 66–77, 2006.

BEISSMANN, H.; MASON, J.M.; FERRY, K.; D'HULST, M; VALGEIRSDOTTIR, K.; TRAVERSE, K.L.; PARDUE, M.L. Addition of telomere-associated HeT DNA sequences "heals" broken chromosome ends in *Drosophila*. *Cell*, v. 61, p. 663 – 673, 1990.

BENES, H.; CAVE, M.D. Distribution of 5S ribosomal RNA genes in somatic and germ cells of the house cricket, *Acheta domesticus*. *Chromosoma*, v. 93, p. 31- 37, 1985.

BIONE, E.; CAMPAROTO, M.L.; SIMÕES, Z.L.P. A study of the constitutive heterochromatin and nucleolus organizer regions of *Isocopris inhiata* and *Diabroctis mimas* (Coleoptera: Scarabaeidae, Scarabaeinae) using C-banding, AgNO₃ staining and FISH techniques. *Genetic and Molecular Biology*, v. 28, p. 111-116, 2005a.

BIONE, E.; MOURA, R.C.; CARVALHO, R.; SOUZA, M.J. Karyotype, C-and fluorescence banding pattern, NOR location and FISH study of five Scarabaeidae (Coleoptera) species. *Genetic and Molecular Biology*, v. 28, p. 376-381, 2005b.

BLACKBURN, E.H. Structure and function of telomeres. *Nature*, v. 350, p. 569-573, 1991.

BLACKMON, H.; DEMUTH, J.P. "Coleoptera Karyotype Database." *The Coleopterists Bulletin*, v. 69.1, p. 174-175, 2015.

BOOTH, R.G.; COX, M.L.; MADGE, R.B. Guides to insects of importance to man: Coleoptera. *International Institute of Entomology: The Natural History Museum*, p.153 - 157, 1990.

BOROWIEC, E.L.; WIETOJANSKA, J. Referências Bibliográficas de documento eletrônico. Polônia, 2007. *Cassidinae of the world an interactive manual (Coleoptera: Chrysomelidae)*.

Disponível em <http://www.biol.uni.wroc.pl/cassidae/katalog%20internetowy/index.htm>. Acesso em 24 de fevereiro de 2016.

BORROR, D.J.; DE LONG, D.M. *Introdução ao estudo dos insetos*. São Paulo: Edgard Blücher, 653p, 1988.

BUENO, D.; PALACIOS-GIMENEZ, O.M.; CABRAL-DE-MELLO, D.V. Chromosomal mapping of repetitive DNAs in the grasshopper *Abracris flavolineata* reveal possible ancestry of the B chromosome and H3 histone spreading. *Plos One*, v. 8, e66532, 2013.

CABRAL-DE-MELLO, D.C.; MOURA, R.C.; CARVALHO, R.; SOUZA, M.J. Cytogenetic analysis of two related *Deltochilum* (Coleoptera, Scarabaeidae) species: Diploid number reduction, extensive heterochromatin addition and differentiation. *Micron*, v. 41, p. 112–117, 2010a.

CABRAL-DE-MELLO, D.C.; MOURA, R.C.; MARTINS, C. Chromosomal mapping of repetitive DNAs in the beetle *Dichotomius geminatus* provides the first evidence for an association of 5S rRNA and histone H3 genes in insects, and repetitive DNA similarity between the B chromosome and A complement. *Heredity*, v. 104, p. 393–400, 2010b.

CABRAL-DE-MELLO, D.C.; MARTINS, C.; SOUZA, M.J.; MOURA, R.C.; Cytogenetic mapping of 5S and 18S rRNAs and H3 histone genes in 4 ancient proscopiidae grasshopper species: contribution to understanding the evolutionary dynamics of multigene families. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 132, p. 89–93, 2011a.

CABRAL-DE-MELLO, D.C.; OLIVEIRA, S.G.; MOURA, R.C.; MARTINS, C. Chromosomal organization of the 18S and 5S rRNAs and histone H3 genes in Scarabaeinae coleopterans: insights into the evolutionary dynamics of multigene families and heterochromatin. *BioMed Central Genetics*, v. 12, p. 1471-2156, 2011b.

CABRAL-DE-MELLO, D.C.; MOURA, R.C.; MARTINS, C. Cytogenetic mapping of rRNAs and histone H3 genes in 14 species of *Dichotomius* (Coleoptera, Scarabaeidae, Scarabaeinae) beetles. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 134, p. 127-135, 2011c.

CABRAL-DE-MELLO, D.C.; VALENTE, G.T.; NAKAJIMA, R.T.; MARTINS, C. Genomic organization and comparative chromosome mapping of the U1 snRNA gene in cichlid fish, with an emphasis in *Oreochromis niloticus*. *Chromosome Research*, v. 20, p. 279–292, 2012

CABRERO, J.; CAMACHO, J.P. Location and expression of ribosomal RNA genes in grasshoppers: Abundance of silent and cryptic loci. *Chromosome Research*, v. 16, p. 595 – 607, 2008.

CHABOO, C.S. Biology and phylogeny of the Cassidinae Gyllenhal sensu lato (tortoise and leaf-mining beetles) (Coleoptera: Chrysomelidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, p.305, 2007.

CHARLESWORTH, B.; SNIEGOWSKI, O.; STEPHAN, W. The evolutionary dynamics of repetitive DNA in eukaryotes. *Nature*, v. 371, p. 215 – 220, 1994.

CIOFFI, M.B.; MOREIRA-FILHO, O.; ALMEIDA-TOLEDO, L.F.; BERTOLLO, L.A.C. The contrasting role of heterochromatin in the differentiation of sex chromosomes: An overview from Neotropical fishes. *Journal of Fish Biology*, v.80, p.2125 - 2139, 2012.

COLGAN, D.J.; McLAUCHLAN, A.; WILSON, G.D.F.; LIVINGSTON, S.P.; EDGECOMBE, G.D. Histone H3 and U2 snRNA DNA sequences and arthropod molecular evolution. *Australian Journal of Zoology*, v. 46, p. 419–437, 1998.

COLOMBA, M.S.; MONTERESINO, E.; VITTURI, R.; ZUNINO, M. Characterization of mitotic chromosomes of the scarab beetles *Glyphoderus sterquilinus* (Westwood) and *Bubas bison* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae) using conventional and banding techniques. *Biologisches Zentralblatt*, v. 115, p. 58-70, 1996.

COLOMBA, M.S.; VITTURI, R.; ZUNINO, M. Chromosome analysis and rDNA FISH in the stag beetle *Dorcus parallelipipedus* L. (Coleoptera: Scarabaeoidea: Lucanidae). *Hereditas*, v. 133, p. 249-253, 2000a.

COLOMBA, M.S.; VITTURI, R.; ZUNINO, M. Karyotype analysis, banding, and fluorescent *in situ* hybridization in the scarab beetle *Gymnopleurus sturmi* McLeay (Coleoptera Scarabaeoidea: Scarabaeidae). *Journal of Heredity*, v.91, p. 260-264, 2000b.

COLOMBA, M.; VITTURI, R.; VOLPE, N.; LANNINO, A.; ZUNINO, M. Karyotype, banding and rDNA FISH in the scarab beetle *Anoplotrupes stercorosus* (Coleoptera Scarabaeoidea: Geotrupidae). Description and comparative analysis. *Micron*, v. 35, p. 717–720, 2004.

COLOMBA, M.; VITTURI, R.; LIBERTINI, A.; GREGORINI, A.; ZUNINO, M. Heterochromatin of the scarab beetle, *Bubas bison* (Coleoptera: Scarabaeidae) II. Evidence for AT-rich compartmentalization and a high amount of rDNA copies. *Micron*, v. 37, p. 1-5, 2006.

COSTA, C. Estado de conocimiento de los Coleoptera neotropicales. *Boletín de La Sociedad Entomológica Aragonesa* (Versión Eletronica), 2003.

DATSON, P.M.; MURRAY B.G. Ribosomal DNA locus evolution in *Nemesia*: transposition rather than structural rearrangement as the key mechanism? *Chromosome Research* v. 14, p. 845-857, 2006.

DE JULIO, M.; FERNANDES, F.R.; COSTA, C.; ALMEIDA, M.C.; CELLA, D.M. Mechanisms of karyotype differentiation in Cassidinae *sensu lato* (Coleoptera, Polyphaga, Chrysomelidae) based on seven species of Brazilian fauna and an overview of the cytogenetic data. *Micron* (Oxford, 1993), v.41, p. 26-28, 2010.

DE LA RÚA, P.; SERRANO, J.; HEWITT, G.M.; GALIÁN, J. Physical mapping of rDNA genes in the ground beetle *Carabus* and related genera (Carabidae: Coleoptera). *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, v. 34, p. 95-101, 1996.

DOROTA, L.; ROŽEK, M.; HOLECOVÁ, M. C-banding karyotype and NORs analyse in eight species of *Barypeithes* Duval from Central Europe (Coleoptera, Curculionidae, Entiminae). *Caryologia*, v. 58, p. 274-280, 2005.

DRETS, M.E.; CORBELL, E.; PANZERA, F.; FOLLE, G.A. C-banding and non-homologous associations. II. The “parachute” X_y sex bivalent and the behavior of heterochromatic segments in *Epilachna paenulata*. *Chromosoma*, v. 88, p. 249-255, 1983.

DUTRILLAUX, A.M.; DUTRILLAUX, B. Sex chromosome rearrangements in Polyphaga beetles. *Sexual Development*, v. 3, p. 43–54, 2009a.

DUTRILLAUX, A.M.; DUTRILLAUX, B. Chromosome polymorphism and Fanconi-like instability in the Scarabaeid beetle *Macraspis tristis* from Guadeloupe. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 125, p. 142-148, 2009b.

DUTRILLAUX, A.M.; DUTRILLAUX, B. Chromosome Analysis of 82 Species of Scarabaeoidea (Coleoptera), with Special Focus on NOR Localization. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 136, p. 208–219, 2012.

DUTRILLAUX, A.M.; XIE, H.; DUTRILLAUX, B. Nucleolus and chromosome relationships at pachynema in four Scarabaeoidea (Coleoptera) species with various combinations of NOR and sex chromosomes. *Chromosome Research*, v. 15, p. 417–427, 2007a.

DUTRILLAUX, A.M.; XIE, H.; DUTRILLAUX, B. High chromosomal polymorphism and heterozygosity in *Cyclocephala tridentata* from Guadeloupe: chromosome comparison with some other species of Dynastinae (Coleoptera: Scarabaeidae). *Cytogenetic and Genome Research*, v. 119, p. 248–254, 2007b.

DUTRILLAUX, A.M.; MERCIER, J.; DUTRILLAUX, B. X-Y-autosome translocation, chromosome compaction, NOR expression and heterochromatin insulation in the Scarabaeid beetle *Dynastes hercules hercules*. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 116, p. 305–310, 2007c.

DUTRILLAUX, A.M.; MERCIER, J.; XIE, H.; DUTRILLAUX, B. Etude chromosomique de 16 espèces ou sous-espèces de Cetoniini (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae) d'Europe. *Annales de la Société Entomologique de France*, v. 44, p. 443–450, 2008.

DUTRILLAUX, A.M.; MAMURIS, Z.; DUTRILLAUX, B. Chromosome analyses challenge the taxonomic position of *Augosoma centaurus* Fabricius, 1775 (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) and the separation of Dynastini and Oryctini. *Zoosystema*, v. 35, p. 537-549, 2013.

EBEL, C.; FRANTZ, C.; PAULUS, F.; IMBAULT, P. Trans-splicing and cissplicing in the colourless euglenoid, *Entosiphon sulcatum*. *Current Genetics*, v. 35, p. 542–550, 1999.

GALIÁN, J.; ORTIZ, A.S.; SERRANO, J. Karyotypes of nine species of Cicindelini and cytotaxonomic notes on Cicindelinae (Coleoptera, Carabidae). *Genetica*, v. 82, p. 17-24, 1990.

GALIÁN, J.; ORTIZ, A.S.; SERRANO, J. *Amara* and *Zabrus*, two different patterns of karyotypic evolution (Coleoptera, Carabidae). *Caryologia*, v. 44, p. 75-84, 1991.

GALIÁN, J.; SERRANO, J.; DE LA RUA, P.; PETITPIERRE, E.; JUAN, C. Localization and activity of rDNA genes in tiger beetles (Coleoptera: Cicindelinae). *Heredity*, v. 74, p. 524–530, 1995.

GALIÁN, J.; PRÜSER, F.; DE LA RÚA, P.; SERRANO, J.; MOSSAKOWSKI, D. Cytological and molecular differences in the *Ceroglossus chilensis* species complex (Coleoptera: Carabidae). *Annales Zoologici Fennici*, v. 33, p. 23-30, 1996.

GALIÁN, J.; DE LA RÚA, P.; SERRANO, J.; JUAN, C.; HEWITT, G.M. Phylogenetic relationships in West Mediterranean Scaritina (Coleoptera: Carabidae) inferred from mitochondrial COI sequences and karyotype analysis. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, v. 37, p. 85-92, 1999.

GALIÁN, J.; HUDSON, P. Cytogenetic analysis of Australian tiger beetles (Coleoptera: Cicindelidae): chromosome number, sex-determining system and localization of rDNA genes. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, v. 26, p. 1–6, 1999.

GALIÁN, J.; HOGAN, J.E.; VOGLER, A.P. The origin of multiple sex chromosome in tiger beetles. *Molecular Biology and Evolution*, v. 19, p. 1792–1796, 2002.

GALIÁN, J.; PROENÇA, S.J.R.; VOGLER, A.P. Evolutionary dynamics of autosomal-heterosomal rearrangements in a multiple-X chromosome system of tiger beetles (Cicindelidae). *BMC Evolutionary Biology*, v. 7, p. 158, 2007.

GARDNER, J.A. Chromosome numbers and karyotypes of some Australian Stigmoderini (Coleoptera: Buprestidae). *Transaction of Royal Society of South Australia*, v. 112, p. 163-167, 1998.

GIANNOULIS, T.; DUTRILLAUX, A.M.; MAMURIS, Z.; MONTREUIL, O.; STAMATIS, C.; DUTRILLAUX, B. Evolution of European cockchafers (Melolonthinae: Scarabaeidae: Coleoptera): a morphological, molecular and chromosomal study of intra- and interspecific variations. *Bulletin Entomological Research*, v. 101, p. 345–352, 2011.

GOLL, L.G.; ARTONI, R.F.; VICARI, M.R.; NOGAROTO, V.; PETITPIERRE, E.; ALMEIDA, M.C. Cytogenetic Analysis of *Lagria villosa* (Coleoptera, Tenebrionidae): Emphasis on the Mechanism of Association of the Xy p Sex Chromosomes. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 139, p. 29–35, 2012.

GOLL, L.G.; MATIELLO, R.R.; ARTONI, R.F.; VICARI, M.R.; NOGAROTO, V.; BARROS, A.V.; ALMEIDA, M.C. High-resolution physical chromosome mapping of multigene families in *Lagria villosa* (Tenebrionidae): occurrence of interspersed ribosomal genes in Coleoptera. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 146, p. 64-70, 2015.

GÓMEZ-ZURITA, J.; PONS, J.; PETITPIERRE, E. The evolutionary origin of a novel karyotype in *Timarcha* (Coleoptera, Chrysomelidae) and general trends of chromosome evolution in the genus. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, v. 42, p. 332–341, 2004.

GOODPASTURE, C.; BLOOM, S.E. Visualization of nucleolar organizer regions in mammalian chromosomes using silver stain. *Chromosoma*, v. 53, p. 37-5, 1975.

GUTHRIE, C.; PATTERSON, B. Spliceosomal snRNAs. *Annual Review of Genetics*, v. 22, p. 387–419, 1988.

HELECOVÁ, M.; ROZAK, M.; LACHOWSKA, D. The First Cytogenetic Report on *Laena reitteri* Weise, 1877 (Coleoptera, Tenebrionidae, Lagriinae) with Notes on Karyotypes of Darkling Beetles. *Folia biologica* (Kraków), v. 56, p. 213–217, 2008.

HELECOVÁ, M.; MARYAŃSKA-NADACHOWSKA, A.; ROZEK, M. Cytogenetic Analysis of *Otiorhynchus bisulcatus* (Fabricius, 1781) and *O.(Zadrehus) atroapterus* (De Geer, 1775) (Coleoptera, Curculionidae, Entiminae) using C Bands, NORs, and DAPI/CMA3 Staining. *Folia Biologica* (Kraków), v. 61, p. 177–183, 2013.

HERNANDEZ, N. 2001. Small nuclear RNA genes: A model system to study fundamental mechanisms of transcription. *The Journal of Biological Chemistry*, v. 276, p. 26733–26736, 2001.

JUAN, C.; GOSALVEZ, J.; PETITPIERRE, E. 1990. Improving beetle karyotype analysis: Restriction endonuclease banding of *Tenebrio molitor* chromosomes. *Heredity*, v.65, p.157 - 162, 1990.

JUAN, C.; PONS, J.; PETITPIERRE, E. Localization of tandemly repeated DNA sequences in beetle chromosomes by fluorescent *in situ* hybridization. *Chromosome Research*, v. 1, p. 167-174, 1993.

KARAGYAN, G. Ag-banded karyotypes in six species of jewel-beetles (Coleoptera, Buprestidae). *Folia Biologica* (Kraków), v. 49, p. 43-47, 2001.

KARAGYAN, G.; LACHOWSKA, D.; KALASHIAN, M. Karyotype analysis of four jewel-beetle species (Coleoptera, Buprestidae) detected by standard staining, C-banding, AgNOR-banding and CMA3/DAPI staining. *Cytogen*, v. 6, p. 183–197, 2012.

KUKALOVÁ-PECK, J.; LAWRENCE, J.F. Evolution of the wing in Coleoptera. *The Canadian Entomologist*, v.125, p.181 - 258, 1993.

LACHOWSKA, D.; ROZEK, M.; HELECOVÁ, M.; KAJTOCH, L. Cytogenetic differences between *Peritelus familiaris* and *Centricnemus leucogrammus* (Coleoptera: Curculionidae: Entiminae: Peritelini). *European Journal of Entomology*, v. 103, p. 687–690, 2006.

LACHOWSKA, D.; ROZEK, M.; HELECOVÁ, M. Cytotaxonomy and karyology of the tribe Otiorhynchini (Coleoptera: Curculionidae). *European Journal of Entomology*, v. 105, p. 175–184, 2008.

LACHOWSKA, D.; ROZEK, M.; HELECOVÁ, M. Chromosomal similarities and differences among three sibling species of the *Acalles echinatus* group (Coleoptera, Curculionidae, Cryptorhynchinae). *Zootaxa*, v.1985, p. 63–68, 2009.

LAWRENCE, C. Coleoptera. In: PARKER, J.A. (ed.) *Synopsis and Classification of Living Organisms*, New York: McGraw-Hill, v.2, p.482 – 553, 1982.

LAWRENCE, J.F.; BRITTON, Y.E.B. Coleoptera In: *Insects of Australia*. Ithaca: Cornell University Press, v. 2, 1137p. 1991.

LAWRENCE, J.F.; BRITTON, Y.E.B. *Australian Beetles*. Carlton, Melbourne University Press, 192p. 1994.

LAWRENCE, J.F.; NEWTON, A.F. Families and subfamilies of Coleoptera (with selected genera, notes, references and data on family-group names). In: PAKALUK, J.; SLIPINSKI, S.A. (eds), *Biology, Phylogeny, and Classification of Coleoptera*. Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Warszawa, p.559–1092, 1995.

LEVAN, A.; FREDGA, K.; SNDBERG, A. A. Nomenclature for centromeric position of chromosomes. *Hereditas*, v.52, p.201-20, 1964.

LIRA-NETO, A.C.; SILVA, G.M.; MOURA, R.C.; SOUZA, M.J. Cytogenetics of the darkling beetles *Zophobas* aff. *confusus* and *Nyctobates gigas* (Coleoptera, Tenebrionidae). *Genetics and Molecular Research*, v. 11, p. 2432–2440, 2012.

LONG, E.O.; DAWID, I.B. Repeated genes in Eucaryotes. *Annual Review of Biochemistry*, v. 49, p. 727-764, 1980.

LUND, E.; BOSTOCK, C.; ROBERTSON, M.; CHRISTIE, S.; MITCHEN, J.L.; DAHLBERG, J.E. U1 small nuclear RNA genes are located on human chromosome 1 and are expressed in mouse-human hybrid cells. *Molecular and Cellular Biology*, v. 3, p. 2211–2220, 1983.

LUND, E.; NESBITT, M.N. The embryonic and adult mouse U1 snRNA genes map to different chromosomal loci. *Somatic Cell and Molecular Genetics*, v. 14, p. 143–148, 1988.

MACAISNE, N.; DUTRILLAUX, A.M.; DUTRILLAUX, B. Meiotic behaviour of a new complex X-Y-autosome translocation and amplified heterochromatin in *Jumnos ruckeri* (Saunders) (Coleoptera, Scarabaeidae, Cetoniinae). *Chromosome Research*, v. 14, p. 909–918, 2006.

MAFFEI, E.M.D.; FRAGOSO, D.B.; POMPOLO, S.G.; SERRÃO, J.E. Morphological and cytogenetical studies on the female and male reproductive organs of *Eriopis connexa* Mulsant (Coleoptera, Polyphaga, Coccinellidae). *Netherlands Journal of Zoology*, v. 51, p. 483–496, 2001a.

MAFFEI, E.M.D.; POMPOLO, S.G.; CAMPOS, L.A.O.; PETITPIERRE, E. Sequential FISH analysis with rDNA genes and Ag-NOR banding in the lady beetle *Olla v-nigrum* (Coleoptera: Coccinellidae). *Hereditas*, v. 135, p. 13–18, 2001b.

MAFFEI, E.M.D.; POMPOLO, S.G.; SILVA-JUNIOR, J.C.; CAIXEIRO, A.P.A.; ROCHA, M.P.; DERGAM, J.A. Silver staining of nucleolar organizer regions (NOR) in some species of Hymenoptera (bees and parasitic wasp) and Coleoptera (lady-beetle). *Cytobios*, v. 104, p. 119–125, 2001c.

MAFFEI, E.M.D.; POMPOLO, S.G.; PETITPIERRE, E. C-banding and fluorescent *in situ* hybridization with rDNA sequences in chromosomes of *Cycloneda sanguinea* Linnaeus (Coleoptera, Coccinellidae). *Genetics and Molecular Biology*, v. 27, p. 191–195, 2004.

MANCHADO, M.; ZUASTI, E.; CROSS, I.; MERLO, A.; INFANTE, C.; REBORDINOS, L. Molecular characterization and chromosomal mapping of the 5S rRNA gene in *Solea*

senegalensis: a new linkage to the U1, U2, and U5 small nuclear RNA genes. *Genome*, v. 49, p. 79–86, 2006.

MANSER, T.; GESTELAND, R.F. Human U1 Loci: Genes for Human U1 RNA Have Dramatically Similar Genomic Environments. *Cell*, v.29, p. 257-264, 1982.

MARTÍNEZ-NAVARRO, E.M.; SERRANO, J.; GALIÁN, J. Chromosome evolution in ground beetles: localization of the rDNA loci in the tribe Harpalini (Coleoptera, Carabidae). *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, v. 42, p. 38-43, 2004.

MARTINS, C.; WASKO, A.P. Organization and evolution of 5S ribosomal DNA in the fish genome. In: *Focus on genome research*. Edited by WILLIAMS, C.R. New York: Nova Science Publishers, p. 335–363, 2004.

MARZ, M.; KIRSTEN, T.; STADLER, P.F. Evolution of Spliceosomal snRNA Genes in Metazoan Animals. *Journal of Molecular Evolution*, v. 67, p. 594–607, 2008.

MARZLUFF, W.F.; BROWN, D.T.; LOBO, S.; WANG, S. Isolation and characterization of two mouse U1b small nuclear RNA genes. *Nucleic Acids Research*, v. 11, p. 6255-6270, 1983.

MENDES-NETO, E.O.; VICARI, M.R.; CAMPANER, C.; NOGAROTO, V.; ARTONI, R.F.; ALMEIDA, M.C. Cytogenetic analysis of *Astylus antis* (Perty, 1830) (Coleoptera, Melyridae): Karyotype, heterochromatin and location of ribosomal genes. *Genetics and Molecular Biology*, v. 33, p. 237–243, 2010.

MOUNT, S.M.; SALZ, H.K. Pre-messenger RNA processing factors in the *Drosophila* genome. *The Journal of Cell Biology*, v. 150, p. 37–44, 2000.

MOURA, R.C.; SOUZA, M.J.; MELO, N.F.; LIRA-NETO, A.C. Karyotypic characterization of representatives from Melolonthinae (Coleoptera: Scarabaeidae): karyotypic analysis, banding and fluorescent *in situ* hybridization (FISH). *Hereditas*, v. 138, p. 200-206, 2003.

MOURA, R.C.; MELO, N.F.; SOUZA, M.J. High Levels of Chromosomal Differentiation in *Euchroma gigantea* L. 1735 (Coleoptera, Buprestidae). *Genetics and Molecular Biology*, v. 31, p. 431–437, 2008.

MRAVINAC, B.; MESTROVIC, N.; CAVRAK, V.V.; PLOHL, M. TCAGG, an alternative telomeric sequence in insects. *Chromosoma*, v. 120, p. 367 – 376, 2011.

NEI, M.; ROONEY, A.P. Concerted and birth-and-death evolution of multigene families. *Annual Review of Genetics*, v. 39, p. 121-152, 2005.

NGUYEN, T.T.; ANISKIN, V.M.; GERBAULT-SEUREAU, M.; PLANTON, H.; RENARD, J.P.; NGUYEN, B.X.; HASSANIN, A.; VOLOBOUEV, V.T. Phylogenetic position of the saola (*Pseudoryx nghetinhensis*) inferred from cytogenetic analysis of eleven species of Bovidae. *Cytogenetic and Genome Research*, v. 122, p. 41 – 54, 2008.

NILSEN, T.W. The spliceosome: the most complex macromolecular machine in the cell? *BioEssays*, v.25, p. 1147–1149, 2003.

NIELSEN, L.; EDSTROM, J.E. Complex telomere associated repeats units in members of the genus *Chrironomus* evolve from sequences similar to simple telomeric repeats. *Molecular and Cellular Biology*, v.13, p. 1583 – 1589, 1993.

OKAZAKI, S.; TSUCHIDA, K.; MAEKAWA, H.; ISHIKAWA, H.; FUJIWARA, H. Identification of a pentanucleotide telomeric sequence, (TTAGG)_n, in the silkworm *Bombyx mori* and other insects. *Molecular and Cellular Biology*, v. 13, p. 1424 – 1432, 1993.

OLIVEIRA, S.G.; MOURA, R.C.; SILVA, A.E.B.; SOUZA, M.J. Cytogenetic analysis of two *Coprophanaeus species* (Scarabaeidae) revealing wide constitutive heterochromatin variability and the largest number of 45S rDNA sites among Coleoptera. *Micron*, v. 41, p. 960–965, 2010.

OLIVEIRA, S.G.; MOURA, R.C.; MARTINS, C. B chromosome in the beetle *Coprophanaeus cyanescens* (Scarabaeidae): emphasis in the organization of repetitive DNA sequences. *BioMed Central Genetics*, v. 13, p. 96-101, 2012a.

OLIVEIRA, S.G.; CABRAL-DE-MELLO, D.C.; ARCANJO, A.P.; XAVIER, C.; SOUZA, M.J.; MARTINS, C.; MOURA, R.C. Heterochromatin, Sex Chromosomes and rRNA Gene Clusters in *Coprophanaeus* Beetles (Coleoptera, Scarabaeidae). *Cytogenetic and Genome Research*, v. 138, p. 46–55, 2012b.

PALÁCIOS-GIMENEZ, O.M.; CASTILLO, E.R.; MARTÍ, D.A.; CABRAL-DE-MELLO, D.C. Tracking the evolution of sex chromosome systems in Melanoplinae grasshoppers through chromosomal mapping of repetitive DNA sequences. *BMC Evolutionary Biology*, v.13 p. 167, 2013.

PETITPIERRE, E. Cytotaxonomy and evolution of *Timarcha* Latr. (Coleoptera: Chrysomelidae). *Genetic Iber*, v. 22, p. 67-120, 1970.

PETITPIERRE, E. Notes on chromosomes of ten species of the genus *Chrysolina* Mots. (Coleoptera: Chrysomelidae). *Genetica*, v. 45, p. 349-354, 1975.

PETITPIERRE, E. Further cytotaxonomical and evolutionary studies on the genus *Timarcha* Latr. (Coleoptera: Chrysomelidae). *Genetic Iber*, v. 28, p. 57-81, 1976.

PETITPIERRE, E. Molecular cytogenetics and taxonomy of insects, with particular reference to the Coleoptera. *International Journal Insect Morphology & Embryology*, v. 25, n. 1/2, p. 115-134, 1996.

PINKEL, D.; STRAUME, T.; GRAY, J.W. 1986. Cytogenetic analysis using quantitative, high-sensitivity, fluorescence hybridization. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, v. 83, p. 2934–2938, 1986.

PISANO, E.; GHIGLIOTTI, L. Ribosomal genes in notothenioid fishes: Focus on the chromosomal organisation. *Marine Genomics*, v. 2, p. 75-80, 2009.

POSTIGLIONI, A.; BRUM-ZORRILLA, N. Non-relationship between nucleolus and sex chromosome system Xy_p in *Chelymorpha variabilis* Boheman (Coleoptera: Chrysomelidae). *Genetica*, v. 77, p. 137-141, 1988.

POSTIGLIONI, A.; MAZZELLA, M.C.; PANZERA, F.; DA SILVA, A.; PONCE DE LEÓN, R.; VASINA, L.K.; SCVORTZOFF, E. Sex chromosomes of Neotropical Coleoptera from Uruguay. *The Nucleus*, v.33, p.25 - 30, 1990.

POSTIGLIONI, A.; STOLL, M.; BRUM-ZORRILA, N. Haploid karyotype analysis of *Chelymorpha variabilis* Boheman (Coleoptera, Chrysomelidae) with microspreading techniques. *Revista Brasileira de Genetica*, v. 14, p. 653-660, 1991.

PROENÇA, S.J.R.; GALIÁN, J. Chromosome evolution in the genus *Cicindela*: physical mapping and activity of rDNA loci in the tiger beetle species *Cicindela littoralis* and *C. flexuosa*. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, v. 41, p. 227–232, 2003.

PROENÇA, S.J.R.; SERRANO, A.R.M.; COLLARES-PEREIRA, M.J. Cytogenetic variability in genus *Odontocheila* (Coleoptera, Cicindelidae): karyotypes, C-banding, NORs and localisation of ribosomal genes of *O. confusa* and *O. nodicornis*. *Genetica*, v. 114, p. 237-245, 2002a.

PROENÇA, S.J.R.; SERRANO, A.R.M.; COLLARES-PEREIRA, M.J. An unusual karyotype with low chromosome number in Megacephalini, a basal group of tiger beetles (Coleoptera, Cicindelidae): cytogenetic characterisation by C-banding and location of rDNA genes. *Hereditas*, v. 137, p. 202–207, 2002b.

PROENÇA, S.J.R.; COLLARES-PEREIRA, M.J.; SERRANO, A.R.M. Cytogenetic variability in three species of the genus *Cicindela* (*s.l.*) (Coleoptera, Cicindelidae): Karyotypes and localization of 18S rDNA genes. *Genetics and Molecular Biology*, v. 27, p. 555–560, 2004.

PROENÇA, S.J.R.; COLLARES-PEREIRA, M.J.; SERRANO, A.R.M. Chromosome evolution in tiger beetles: karyotypes and localization of 18S rDNA loci in Neotropical Megacephalini (Coleoptera, Cicindelinae). *Genetics and Molecular Biology*, v. 28, p. 725-733, 2005.

PROENÇA, S.J.R.; SERRANO, A.R.M.; SERRANO, J.; GALIÁN, J. Patterns of rDNA chromosomal localization in Palearctic *Cephalota* and *Cylindera* (Coleoptera: Carabidae:

Cicindelini) with different numbers of X-chromosomes. *Comparative Cyto Genetic*, v. 5, p. 47–59, 2011.

PRYDE, F.E.; GORHAM, H.C.; LOUIS, E.J. Chromosome ends: all the same under their caps. *Current Opinion in Genetics & Development*, v. 7, p. 822-828, 1997.

REID, C.A.M. A cladistic analysis of subfamilial relationships in the Chrysomelidae *sensu lato* (Chrysomeloidea). In: PAKALUK, J.; SLIPINSKI, S.A., (Eds.), *Biology, Phylogeny and Classification of Coleoptera: papers celebrating the 80th birthday of Roy A. Crowson*. Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Warszawa, p.559 – 631, 1995.

ROZEK, M. C-bands and NORs on chromosomes of *Bembidion lampros* (Herbst) and *Bembidion properans* (Steph.) (Coleoptera, Carabidae). *Cytologia*, v. 63, p. 317-321, 1998a.

ROZEK, M. C-bands and NORs on chromosomes in four species of the genus *Trechus* Clairv. (Coleoptera, Carabidae). *Caryologia*, v. 51, p. 189-194, 1998b.

ROZEK, M.; LACHOWSKA, D.; PETITPIERRE, E.; HOLECOVA, M. C-bands on chromosomes of 32 beetle species (Coleoptera: Elateridae, Cantharidae, Oedemeridae, Cerambycidae, Anthicidae, Chrysomelidae, Attelabidae and Curculionidae). *Hereditas*, v.140, p.161 – 170, 2004.

SAHARA, K.; MAREC, F.; TRAUT, W. TTAGG telomeric repeats in chromosomes of some insects and other arthropods. *Chromosome Research*, v. 7, p. 449 – 460, 1999.

SÁNCHEZ-GEA, J.F.; SERRANO, J.; GALIÁN, J. Variability in rDNA loci in Iberian species of the genus *Zabrus* (Coleoptera: Carabidae) detected by fluorescence *in situ* hybridization. *Genome*, v. 43, p. 22-28, 2000.

SASHITAL, D.G.; VENDITTI, V.; ANGERS, C.G.; CORNILESCU, G.; BUTCHER, S.E. Structure and thermodynamics of a conserved U2 snRNA domain from yeast and human. *RNA*, v. 13, p. 328–338, 2007.

SCHNEIDER, M.C.; ARTONI, R.F.; ALMEIDA, M.C. Cytogenetic analysis of 3 populations of *Diabrotica speciosa* (Chrysomelidae, Galerucinae): constitutive heterochromatin and nucleolus organizer regions. *Cytologia*, v. 67, p. 281-287, 2002.

SCHNEIDER, M.C.; ALMEIDA, M.C.; ROSA, S.P.; COSTA, C.; CELLA, D.M. Evolutionary chromosomal differentiation among four species of *Conoderus* Eschscholtz, 1829 (Coleoptera, Elateridae, Agrypninae, Conoderini) detected by standard staining, C-banding, silver nitrate impregnation, and CMA3/DA/DAPI staining. *Genetica*, v.128, p.333 – 346, 2006.

SCHNEIDER, M.C.; ROSA, S.P.; ALMEIDA, M.C.; COSTA, C.; CELLA, D.M. Chromosomal similarities and differences among four Neotropical Elateridae (Conoderini and Pyrophorini) and other related species, with comments on the NOR patterns in Coleoptera. *J. Zool. Syst. Evol. Res.*, v.45, p.308 – 316, 2007.

SERRANO, J. *Scarites buparius*, a caraboid beetle with an X_1X_2Y sex-chromosomes system. *Experientia*, v. 36, p. 1042-1043, 1980.

SERRANO, J. Chromosome numbers and karyotypic evolution of Caraboidea. *Genetica*, v. 55, p. 51-60, 1981.

SERRANO, J. A chromosome study of *Scarites occidentalis* (Coleoptera, Caraboidea). *Experientia*, v. 40, p. 208-209, 1984.

SERRANO, J.; GALIÁN, J.; ORTIZ, A. Cicindelid beetles without multiple sex chromosomes (Coleoptera, Caraboidea). *Canadian Journal of Genetics and Cytology*, v. 28, p. 235-239, 1986.

SERRANO, A.R.M.; COLLARES-PEREIRA, M.J. Further analysis of the cytotaxonomy of the tiger beetles (Coleoptera: Cicindelidae) from South Portugal. *Nucleus*, v. 35, p. 19-24, 1992.

SIERRA-MONTES, J.M.; PEREIRA-SIMON, S.; SMAIL, S.S.; HERRERA, R.J. The silk moth *Bombyx mori* U1 and U2 snRNA variants are differentially expressed. *Gene*, v. 352, p. 127– 136, 2005.

SILVA, G.M.; BIONE, E.G.; CABRAL-DE-MELLO, D.C.; MOURA, R.C.; SIMÕES, Z.L.P.; SOUZA, M.J. Comparative cytogenetics of three species of *Dichotomius* (Coleoptera, Scarabaeidae). *Genetics and Molecular Biology*, v. 32, p. 276–280, 2009.

SMITH, S.G. Chromosome numbers of Coleoptera. *Heredity*, v. 7, p. 31–48, 1953.

SMITH, S.G.; VIRKKI, N. *Animal Cytogenetic*, v.3, Insecta 5. Coleoptera. Berlin: Gebruder Borntraeger, 1978.

STEINEMANN, M.; STEINEMANN, S. Enigma of Y chromosome degeneration: Neo-Y and Neo-X chromosomes of *Drosophila miranda* a model of sex chromosome evolution. *Genetica*, v.102-103, p. 409 - 420, 1998.

STEVENS, N.M. Studies in spermatogenesis II. *Carneg. Inst. Wash*, v.36, p.33 - 74, 1906.

SUMNER, A.T. A simple technique for demonstrating centromeric heterochromatin. *Experimental Cell Research*, v.75, p.304 - 306, 1972.

SUMNER, A.T. *Chromosome Banding*. Unwin Hyman Ltd., London, UK, 1990.

TAKAHASHI, H.; FUJIWARA, H. Transcription analysis of the telomeric repeat-specific retrotransposons TRAS1 and SART1 of the silkworm *Bombyx mori*. *Nuclei Acid Research*, v. 27, p. 2015-2021, 1999.

ÚBEDA-MANZANARO, M.; MERLO, M.A.; PALAZÓN, J.L.; CROSS, I.; SARASQUETE, C.; REBORDINOS, L. Chromosomal mapping of the major and minor ribosomal genes, (GATA)_n and U2 snRNA gene by double-colour FISH in species of the Batrachoididae family. *Genetica*, v. 38, p. 787–794, 2010.

VALADKHAN, S.; MANLEY, J.L. Splicing-related catalysis by protein-free snRNAs. *Nature*, v. 413, p. 701-707, 2001.

VALADKHAN, S.; MANLEY, J.L. Characterization of the catalytic activity of U2 and U6 snRNAs. *RNA*, v. 9, p. 892-904, 2003.

VIRKKI, N. Zur Zytologie einiger Scarabaeiden (Coleoptera). *Annales Societatis Zoolog.-Botanicae Fennicae Vanamo*, v. 14, p. 1–105, 1951.

VIRKKI, N. Weitere Spermatogenesestudien an Skarabäiden (Coleoptera). *Annales Academiae Scientiarum Fennicae A IV*, v. 25, p. 1–58, 1954a.

VIRKKI, N. Akzessorische Chromosomen bei zwei Käfern, *Epicometis hirta* Poda und *Oryctes nasicornis* L. (Scarabaeidae). *Annales Academiae Scientiarum Fennicae A IV*, v. 26, p. 1–19, 1954b.

VIRKKI, N. Banding of *Oedionychina* (Coleoptera: Alticinae) chromosomes: C- and Ag-bands. *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*, v. 67, p. 221–255, 1983.

VIRKKI, N.; FLORES, M.; ESCUDERO, J. Structure, orientation, and segregation of the sex trivalent in *Pyrophorus luminosus* Ill. (Coleoptera, Elateridae). *Canadian Journal of Genetics and Cytology*, v. 26, p. 326–330, 1984.

VIRKKI, N.; DENTON, A. Silver staining of the elements of spermatogenesis in *Oedionychina* (Chrysomelidae: Alticinae). *Hereditas*, v. 106, p. 37–49, 1987.

VIRKKI, N.; SEPÚLVEDA, J.M. Chromosomes of the Puerto Rican “vaquita”, *Diaprepes abbreviatus* (L.) (Curculionidae: Otiorrhynchinae: Phyllobiini). *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*, v. 74, p. 121–132, 1990.

VÍTKOVÁ, M.; KRÁL, J.; TRAUT, W.; ZRZAVÝ, J.; MAREC, F. The evolutionary origin of insect telomeric repeats, (TTAGG)_n. *Chromosome Research*, v.13, p. 145–156, 2005.

VITTURI, R.; CATALANO, E.; SPARACIO, I.; COLOMBA, M.S.; MORELLO, A. Multiple-chromosome sex systems in the darkling beetles *Blaps gigas* and *Blaps gibba* (Coleoptera, Tenebrionidae). *Genetica*, v. 97, p. 225–233, 1996.

VITTURI, R.; COLOMBA, M.S.; BARBIERI, R.; ZUNINO, M. Ribosomal DNA location in the scarab beetle *Thorectes intermedius* (Costa) (Coleoptera: Geotrupidae) using banding and fluorescent in-situ hybridization. *Chromosome Research*, v. 7, p. 255 – 260, 1999.

VITTURI, R.; COLOMBA, M.; VOLPE, N.; LANNINO, A.; ZUNINO, M. Evidence for male X0 chromosome system in *Pentodon bidens punctatum* (Coleoptera: Scarabaeoidea: Scarabaeidae) with X-linked 18S-28S rDNA clusters. *Genes and Genetic System*, v. 78, p. 427–432, 2003.

YADAV, J.S.; PILLAI, R.K. Karyological notes on four species of Cassidinae (Coleoptera: Chrysomelidae). *Genen Phaenen*, v.18, p.55 - 63, 1975.

YADAV, J.S.; VYAS, S.; YADAV, A.S. Chromosome studies on five species of economically important beetles (Coleoptera). *Nucleus*, v. 35, p. 119-126, 1992.

ZACARO, A.A.; ALMEIDA, M.C.; CELLA, D.M. Recombination nodules in coleopteran species: *Palembus dermestoides* (Tenebrionidae) and *Epicauta atomaria* (Meloidae). *Cytogenetic and Genome Research*, v. 103, p. 185-191, 2003.

ZACARO, A.A.; PROENÇA, S.J.R.; LOPES-ANDRADE, C.; SERRANO, A.R.M. Cytogenetic analysis of Ctenostomini by C-banding and rDNA localization and its relevance to the knowledge of the evolution of tiger beetles (Coleoptera: Cicindelidae). *Genetica*, 122: 261–268, 2004.

ZAKIAN, V.A. Telomeres: beginning to understand the end. *Science*, v. 270, p. 1601 – 1607, 1995.

ZELLINGER, B.; RIHA, K. Composition of plant telomeres. *Biochimica et Biophysica Acta*, v. 1769, p. 399-409, 2007.