



**INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

**LEONARDO TRESOLDI GONÇALVES**

***DNA BARCODING EM NEMATODA:  
UMA ANÁLISE EXPLORATÓRIA UTILIZANDO SEQUÊNCIAS DE *cox1*  
DEPOSITADAS EM BANCOS DE DADOS***

PORTO ALEGRE  
2019



LEONARDO TRESOLDI GONÇALVES

***DNA BARCODING* EM NEMATODA:  
UMA ANÁLISE EXPLORATÓRIA UTILIZANDO SEQUÊNCIAS DE *cox1*  
DEPOSITADAS EM BANCOS DE DADOS**

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

Área de concentração: Biologia Comparada

Orientadora: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Cláudia Calegari-Marques

Coorientadora: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Maríndia Deprá

PORTO ALEGRE

2019

LEONARDO TRESOLDI GONÇALVES

***DNA BARCODING EM NEMATODA:  
UMA ANÁLISE EXPLORATÓRIA UTILIZANDO SEQUÊNCIAS DE *cox1*  
DEPOSITADAS EM BANCOS DE DADOS***

Aprovada em \_\_\_\_ de \_\_\_\_\_ de 2019.

BANCA EXAMINADORA

---

Dr.<sup>a</sup> Eliane Fraga da Silveira (ULBRA)

---

Dr. Filipe Michels Bianchi (UFRGS)

---

Dr.<sup>a</sup> Juliana Cordeiro (UFPeI)

## AGRADECIMENTOS

Agradeço a todos que, de uma forma ou de outra, estiveram comigo durante a trajetória deste mestrado. Este trabalho também é de vocês.

Às minhas orientadoras, Cláudia Calegari-Marques e Maríndia Deprá, por confiarem no meu trabalho, por fortalecerem minha autonomia, pelos conselhos e por todo o incentivo. Obrigado por aceitarem fazer parte desta jornada.

À professora Suzana Amato, que ainda na minha graduação abriu as portas de seu laboratório e fez com que eu me interessasse pelos nematoides (e outros helmintos). Agradeço também pelas sugestões enquanto banca de acompanhamento deste mestrado.

Ao Filipe Bianchi, por todo auxílio (principalmente na parte de bancada), pelas trocas de ideias sempre frutíferas e por aceitar fazer parte das bancas de acompanhamento e examinadora.

Aos demais membros da banca examinadora, por aceitarem o convite de avaliarem meu trabalho.

Ao professor Victor Hugo Valiati, cujas contribuições ainda na etapa de projeto foram fundamentais para que esta dissertação tomasse novos rumos.

Aos colegas do Laboratório de Helminologia – todos, desde 2014, sem exceção! Obrigado por todas as conversas, pelos momentos de aprendizado, pelas risadas e pela força nas horas de desespero. Agradeço por entenderem minhas ausências.

Ao pessoal do Laboratório de *Drosophila*, pelo auxílio e pelas conversas. Em especial à Natasha Bertochhi e à Pâmela Oliveira, que sempre foram muito solícitas e pacientes quando precisei de ajuda.

A todos meus amigos pela parceria e pelo suporte. Especialmente à Luana Bauer (Luti), à Fernanda Alméron (Fer) e ao Deiverson Merlo (Deivs): sem vocês três esse mestrado não teria saído, muito obrigado por tudo!

Ao Pedro Pezzi, por todo o apoio, pelo incentivo diário, pela paciência e pelo companheirismo. E por não se cansar de ouvir sobre nematoides, *barcoding gaps* e extrações de DNA que não deram certo.

À minha família, em especial aos meus pais, Alessandro Gonçalves e Mara Tresoldi, e ao meu irmão, Bruno. Vocês são meus maiores exemplos. Obrigado por todo o amor e por toda a confiança depositados em mim.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela bolsa de mestrado concedida.

## SUMÁRIO

<b>RESUMO</b> .....	1
<b>ABSTRACT</b> .....	2
<b>CAPÍTULO I: INTRODUÇÃO GERAL</b> .....	3
1.1. <i>DNA barcoding</i> : uma ferramenta moderna para uma ciência tradicional.....	3
1.2. O Filo Nematoda.....	5
REFERÊNCIAS .....	9
<b>CAPÍTULO II: DNA BARCODING EM NEMATODA: UMA ANÁLISE EXPLORATÓRIA UTILIZANDO SEQUÊNCIAS DE <i>cox1</i> DEPOSITADAS EM BANCOS DE DADOS</b> .....	15
2.1. INTRODUÇÃO .....	15
2.2. MATERIAL E MÉTODOS .....	18
2.3. RESULTADOS .....	20
2.3.1. Organização do banco de dados.....	20
2.3.2. Distâncias genéticas .....	20
2.3.3. <i>Barcoding gap</i> .....	23
2.3.4. Sucesso de identificação .....	33
2.3.5. Estimativa do número de espécies .....	34
2.4. DISCUSSÃO .....	37
REFERÊNCIAS .....	40
<b>CAPÍTULO III: CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	47
REFERÊNCIAS .....	49
<b>ANEXOS</b> .....	50

## RESUMO

Tradicionalmente, os nematoides (Filo Nematoda) são identificados através de características morfológicas, mas essa abordagem nem sempre é suficiente. Além disso, há uma potencial diversidade críptica no filo muito difícil de ser detectada e descrita. Neste trabalho, avaliamos a eficácia do gene citocromo c oxidase I (*cox1*) como *DNA barcode* para nematoides. Através de uma ampla amostragem no banco de dados *GenBank* e de um rigoroso processo de curadoria, foram obtidas 4.283 sequências de *cox1* atribuídas a 516 espécies e 196 gêneros de nematoides. A partir do conjunto de dados principal, adicionalmente compilamos 20 conjuntos de dados secundários, de modo a representar as categorias de subclasse (2), subordem (3), família (8) e gênero (7). Realizamos cálculos de distância interespecífica e intraespecífica para verificar se em alguma escala taxonômica do Filo Nematoda existe um *barcoding gap* que torne possível a definição de um limiar de distância genética. Adicionalmente, testamos a eficácia do gene *cox1* como *DNA barcode* para a identificação de nematoides e utilizamos o software ABGD (*Automatic Barcode Gap Discovery*) para estimar o número de espécies presentes no conjunto de dados compilado. Apenas dois dos 21 conjuntos de dados analisados mostraram um *barcoding gap* consistente (*Strongyloides* e *Strongyloididae*), embora exista uma tendência forte ao *barcoding gap* em pelo menos outros sete conjuntos de dados. Nossos dados mostram que a posição do *barcoding gap* (ou da tendência a esse *gap*) varia muito, e que o uso de *DNA barcoding* em níveis taxonômicos inferiores, como gênero e família, gera resultados mais satisfatórios. Os resultados apontam que o gene *cox1* funciona para a identificação de mais de 75% das espécies amostradas, o que sugere que esse marcador é eficiente para identificação de espécimes, embora seja atualmente subutilizado. No entanto, identificações incorretas de sequências do *GenBank* e problemas na delimitação de espécies dificultam a interpretação dos dados obtidos. Isso é corroborado pelas análises feitas no ABGD, que estimaram um número de espécies diferente que o previsto para a maioria dos conjuntos de dados analisados. Nossos resultados mostram que através da manutenção de um banco de dados de referência que obedeça a critérios taxonômicos rigorosos, o uso do gene *cox1* como código de barras molecular pode se tornar um importante aliado dos caracteres morfológicos na taxonomia e sistemática de Nematoda.

Palavras-chave: nematoides; citocromo c oxidase subunidade I; *COI*; *barcoding gap*; *Automatic Barcode Gap Discovery*; identificação de espécimes.

## ABSTRACT

Traditionally, nematodes (phylum Nematoda) are identified through morphological characteristics, but this approach is not always sufficient. In addition, there is a cryptic nematode diversity that is very difficult to detect and describe. We evaluated the effectiveness of cytochrome c oxidase subunit I (*cox1*) as a DNA barcoding gene for nematodes. Through extensive sampling in GenBank and a rigorous curation process, 4,283 *cox1* sequences were obtained representing 516 species and 196 genera of nematodes. From the main data set, we compiled 20 sets of secondary data to represent the categories of subclass (2), suborder (3), family (8), and genus (7). We performed interspecific and intraspecific comparisons in multiple taxonomic levels of phylum Nematoda to search for a barcoding gap that makes possible the definition of a threshold. In addition, we tested the effectiveness of the *cox1* gene as a species identifier for nematodes and used ABGD (Automatic Barcode Gap Discovery) software to estimate the number of putative species present in the compiled datasets. Only two of the 21 datasets analyzed showed a consistent barcoding gap (*Strongyloides* and Strongyloididae), although there is a strong tendency to a barcoding gap in at least other seven data sets. Our data showed that the position of the barcoding gap (or the tendency to it) greatly varies, and that the use of DNA barcoding at lower taxonomic levels such as genus and family yields more satisfactory results. Our analysis showed that *cox1* successfully identifies more than 75% of the species sampled, which suggests that this marker is efficient for specimen identification although it is currently underexplored for this phylum. However, incorrect labeling of GenBank sequences and problems in species delimitation make it difficult to interpret the obtained data. As shown in the ABGD results, for most of the analyzed data sets the number of putative species inferred was different from the taxonomic labels informed on GenBank. Our results show that through the maintenance of a reference database that obeys rigorous taxonomic criteria, *cox1* might be an important ally to morphology in nematode taxonomy and systematics.

Keywords: nematodes; cytochrome c oxidase subunit I; *COI*; barcoding gap; Automatic Barcode Gap Discovery; specimen identification.

## CAPÍTULO I

### INTRODUÇÃO GERAL

#### 1.1. *DNA barcoding*: uma ferramenta moderna para uma ciência tradicional

Há séculos existe o interesse de se nomear e classificar os seres vivos de nosso planeta. Essa tarefa, no entanto, demanda um grande esforço: estimativas recentes apontam que a Terra abriga em torno de 1 a 6 bilhões de espécies de organismos (Larsen *et al.*, 2017). Tradicionalmente, as descrições taxonômicas são realizadas utilizando as características morfológicas dos organismos, o que permitiu alcançarmos o número aproximado de 1,5 milhão de espécies formalmente descritas até hoje (Larsen *et al.*, 2017).

Antes mesmo do *Systema Naturae* de Linnaeus, as espécies já eram delimitadas e reconhecidas com base em diferenças morfológicas. Partindo desse princípio, características da forma e da estrutura de espécimes preservados permitiam, através de comparação, que espécies e níveis taxonômicos superiores fossem descritos e identificados (Claridge *et al.*, 1997). As muitas horas de observação de espécimes e trabalho especializado podiam, ainda, ser compiladas em chaves de identificação. O uso da morfologia, enquanto solução empírica para o problema prático de se documentar a biodiversidade, se mantém até os dias de hoje (Hortal *et al.*, 2015). Tecnologias cada vez mais refinadas têm sido utilizadas para caracterizar a morfologia dos organismos, o que possibilita o uso dessas informações na construção de hipóteses evolutivas de diferentes grupos. Para especialistas, o uso da morfologia permite ainda a identificação em campo, crítica para muitas áreas da biologia além da taxonomia e da sistemática, como ecologia, etologia, fisiologia, etc. Além disso, informações morfológicas também permitem comparações entre espécimes atuais e material fóssil, o que é fundamental na compreensão da dinâmica macroevolutiva (Wiens, 2004).

No entanto, o uso da morfologia para descrição de espécies (e, conseqüentemente, identificação de espécimes) apresenta restrições. Segundo Hebert *et al.* (2003a), quatro importantes limitações dessa metodologia tradicional podem ser citadas: a) a variabilidade intraespecífica e a plasticidade fenotípica dos caracteres morfológicos diagnósticos podem levar a identificações incorretas; b) espécies crípticas, comuns em diversos grupos de seres vivos, são incorretamente agrupadas; c) chaves de identificação taxonômica geralmente são eficazes apenas para um dos sexos ou para um estágio de vida (semaforontes), e como consequência muitos espécimes não podem ser identificados; d) o uso de chaves de



identificação exige um alto conhecimento especializado, o que aumenta a chance de erros durante o processo de identificação.

Por conta dessas limitações, se fez necessário o desenvolvimento de técnicas suplementares para a identificação de organismos. Nesse cenário, surge em 2003 a proposta de uma das metodologias mais utilizadas até o dia de hoje: a do *DNA barcoding*. Essa técnica, que se baseia nos conceitos biológico e filogenético de espécie, utiliza uma região padronizada do genoma para distinção entre táxons, partindo do princípio que indivíduos de uma mesma espécie são geneticamente mais próximos entre si do que indivíduos de uma espécie diferente (Hebert *et al.*, 2003a). No caso dos animais, a região mais comumente utilizada como código de barras molecular é a porção 5' do gene mitocondrial que codifica para a primeira subunidade da citocromo oxidase I (*cox1*), uma proteína que participa da cadeia respiratória da mitocôndria (Hanner, 2009). Esse marcador foi escolhido porque apresenta variabilidade considerável para distinção entre espécies, mas semelhanças suficientes para que *primers* universais funcionem em sua amplificação (Folmer *et al.*, 1994). Além disso, é um fragmento de sequenciamento simples devido ao tamanho pequeno (cerca de 650 pares de base) e está presente em numerosas cópias numa mesma célula (Hebert *et al.*, 2003b).

Estudos realizados logo após a formalização do *DNA barcoding* já demonstravam o poder deste método em discriminar inúmeros grupos de animais com sucesso, como aves (Hebert *et al.*, 2004a), colêmbolos (Hogg & Hebert, 2004), peixes (Ward *et al.*, 2006) e crustáceos (Costa *et al.*, 2007). Criou-se, portanto, um banco de dados para depósito de sequências de *DNA barcodes* de referência, o BOLD (*Barcode of Life Data System* – [www.barcodeoflife.org](http://www.barcodeoflife.org)), mantido pelo *Consortium for the Barcode of Life* (CBOL) (Ratnasingham & Hebert, 2007).

O *DNA barcode* pode ser utilizado para duas finalidades distintas (Hebert *et al.*, 2003a; Frézal & Leblois, 2008; Collins & Cruickshank, 2012): em primeiro lugar, serve para atribuir espécimes de identidade desconhecida a uma espécie. Em segundo lugar, é uma ferramenta exploratória que fomenta a descoberta de novas espécies, ajudando a elucidar complexos taxonômicos e detectar diversidade críptica.

A utilização de *DNA barcodes* para identificação de espécimes depende de um banco de dados de referência que contenha sequências geradas a partir de espécimes já identificados. O *barcode* de um espécime desconhecido pode, então, ter sua identidade confirmada através de comparação com as sequências desse banco de dados. Além de ser uma valiosa ferramenta taxonômica, essa abordagem possui outras inúmeras aplicabilidades, como o uso em estudos ecológicos (Valentini *et al.*, 2009), a identificação de vetores de doenças e agentes infecciosos

(Rodrigues *et al.*, 2017; Beebe, 2018) e a fiscalização do comércio de alimentos e medicamentos naturais (Almerón-Souza *et al.*, 2018; Yang *et al.*, 2018).

O uso de *DNA barcoding* para descoberta de novas espécies baseia-se em comparações de distância genética entre pares de sequências, através das quais calcula-se um limiar que serve de referência para a delimitação de espécies dentro de um grupo (Hebert *et al.*, 2003a). De maneira geral, esse valor pode ser obtido pela detecção de um *barcoding gap*, ou seja, uma lacuna na distribuição das distâncias intra e interespecíficas de um determinado conjunto de dados (Hebert *et al.*, 2003a; Meyer & Paulay, 2005). Essa metodologia já se provou útil na detecção de novos táxons e na resolução de complexos de espécies em inúmeros grupos de animais, especialmente insetos (Hebert *et al.*, 2004b; Smith *et al.*, 2006; Yang *et al.*, 2012; Kanturski *et al.*, 2018). Alternativamente, o limiar de distância genética pode ser calculado através da “regra das 10 vezes”, proposta por Hebert *et al.* (2004), multiplicando por 10 a distância intraespecífica média de um conjunto de sequências.

No entanto, existem restrições importantes para o uso do *cox1* para *DNA barcoding*, conforme discutem Frézal & Leblois (2008): a) a acurácia de identificação pode ser comprometida pela falta de cuidado na construção de um banco de dados de referência, devido a uma amostragem pouco representativa do grupo de interesse; b) esse marcador molecular pode ser afetado por processos que agem sobre a herança mitocondrial, como endossimbiose e eventos de hibridação, levando a identificações incorretas; c) cópias não-funcionais de genes mitocondriais translocadas para o genoma nuclear (*Numts*) podem ser de difícil detecção, levando a conclusões equivocadas; d) as taxas evolutivas mitocondriais variam entre diferentes grupos de metazoários, e às vezes esse marcador não é espécie-específico; e e) uma espécie que possui populações geograficamente isoladas pode apresentar alta divergência intraespecífica para esse marcador, comprometendo a performance do método.

## 1.2. O Filo Nematoda

Os nematoides (Filo Nematoda Rudolphi, 1808) estão entre os animais mais numerosos e diversos da Terra. Em relação à sua abundância, cerca de 80% dos metazoários de nosso planeta são nematoides, e a densidade populacional de espécies marinhas pode ultrapassar os 20 milhões de indivíduos por metro quadrado de sedimento (Poinar, 1983; Coomans, 2000). A história evolutiva deste filo possibilitou que as espécies viventes estejam virtualmente representadas em qualquer nicho que contenha uma fonte de carbono orgânico (Bongers & Ferris, 1999). São organismos-chave na decomposição e reciclagem de nutrientes em

ecossistemas aquáticos e terrestres, e espécies predadoras de microorganismos são indispensáveis na manutenção de teias alimentares (Goater *et al.*, 2014).

Enquanto organismos parasitos, os nematoides estão associados a uma grande diversidade de animais e plantas, e é comum que dividam seus hospedeiros com outros parasitos. Os parasitos podem causar danos de maior ou menor importância ao seu hospedeiro, mas raramente causam a morte, uma vez que a sobrevivência do parasito depende da sobrevivência de seu hospedeiro (Roberts & Janovy Jr., 2009). Na detalhada revisão de Hatcher *et al.* (2012), os autores discutem que os parasitos podem causar um efeito positivo em comunidades apesar do impacto negativo em seus hospedeiros: estão relacionados a um aumento da conectividade de teias alimentares; aumentam a estabilidade das populações e a resiliência das comunidades; atuam como espécies engenheiras, modificando propriedades físicas dos ecossistemas através de seus hospedeiros; e podem alterar de maneira dramática o fluxo de energia dos ecossistemas. Além disso, a exposição a parasitos estimula o desenvolvimento do sistema imune do hospedeiro, o que pode impedir ou modular processos infecciosos concomitantes (McKay, 2005; Tschirren & Richner, 2006).

Além de sua importância ecológica, os nematoides parasitos são alvo de interesse para as ciências médicas e agrárias. Em países onde há fragilidade social e econômica, são responsáveis por doenças negligenciadas que afetam milhões de pessoas (Roberts & Janovy Jr., 2009). Na agricultura, são problema e solução: ao mesmo tempo em que espécies galhadoras são consideradas pragas severas de lavouras, existe um crescente interesse no uso de nematoides entomopatogênicos como controle biológico de insetos (Williamson & Hussey, 1996; Askary, 2009). Há, ainda, uma diversidade de zooparasitos que provocam perda de produtividade em sistemas de criação de animais e doenças em todo tipo de animal doméstico (Anderson, 2000). Para pesquisadores, o nematoide de vida livre *Caenorhabditis elegans* (Maupas, 1900) é um popular organismo-modelo em estudos de biologia do desenvolvimento e neurobiologia (Corsi, 2015).

Pouco mais de 25 mil espécies de nematoides já foram formalmente descritas, e existe uma discussão a respeito da real diversidade do filo, pois as estimativas variam entre 40 mil (Anderson, 2000), 100 mil (Poinar, 2011), 500 mil (Poinar, 1983), 1 milhão (Hugot *et al.*, 2001), 10 milhões (Poinar, 2011), 40 milhões (Larsen *et al.*, 2017) e até mesmo 100 milhões (Lambhead, 1993). Para qualquer um desses cenários, fica claro que a diversidade conhecida é muito menor do que a quantidade de espécies existentes, e isso está relacionado diretamente à dificuldade de acesso a esses organismos: ao mesmo tempo em que espécies microscópicas

de vida livre se escondem nos sedimentos de ambientes terrestres e aquáticos, uma vasta diversidade de nematoides vive dentro de seus hospedeiros, sejam eles plantas ou animais.

Assim como outros grupos de invertebrados, acredita-se que os primeiros nematoides surgiram em ambiente marinho, durante a explosão Cambriana há cerca de 530 milhões de anos (Blaxter & Koutsovoulos, 2015). No entanto, o registro fóssil de nematoides é escasso, o que impossibilita a realização de uma estimativa precisa a respeito da origem do grupo (Bik *et al.*, 2010). Enquanto animais que realizam ecdise, o Filo Nematoda está posicionado no Superfilo Ecdysozoa Aguinaldo *et al.*, 1997, juntamente com seu grupo irmão Nematomorpha Vejdovsky, 1886 (Aguinaldo *et al.*, 1997). As hipóteses filogenéticas entre as diferentes linhagens de Nematoda são discutidas entre especialistas há muito tempo, e sua sistemática é considerada “volátil e turbulenta” até mesmo pelos autores da classificação do filo mais utilizada atualmente (De Ley & Blaxter, 2002). Cientistas de diferentes áreas frequentemente trabalham de maneira independente e inclusive utilizam mais de uma nomenclatura para estruturas homólogas, o que contribuiu para a confusão histórica na sistemática do grupo – especialistas em nematoides de solo, por exemplo, não incluem em suas revisões taxonômicas os representantes parasitos de animais (e vice-versa) (Roberts & Janovy Jr., 2009).

A dificuldade em se propor uma classificação estável para o Filo Nematoda, no entanto, tem raiz ainda na identificação e descrição desses organismos. A estrutura básica de um nematoide é a de um tubo (o sistema digestório) dentro de outro tubo (a parede do corpo), e não existem apêndices corporais. Embora essa simplicidade morfológica tenha sido uma das responsáveis pela sua radiação evolutiva, a homogeneidade na forma torna esses animais muito difíceis de serem identificados (Poinar, 2016). A visualização dos caracteres diagnósticos em microscopia deve ser minuciosa e pode exigir um alto grau de experiência. Frequentemente as descrições das espécies são pouco detalhadas, superficiais e com lacunas importantes para um diagnóstico preciso das espécies. Além disso, há caracteres morfológicos com grande variação intraespecífica, e as chaves de identificação utilizadas geralmente funcionam apenas para espécimes adultos e de um dos sexos (Carneiro *et al.*, 2017). Este cenário se agrava frente ao histórico de diferentes escolas taxonômicas para o grupo, que favorece sinonímias. Devido a esses fatores, além das espécies desconhecidas pela ciência, existe também uma provável diversidade críptica a ser descrita.

Por conta disso, a metodologia de *DNA barcoding* para a identificação de nematoides surge como uma ferramenta muito atrativa, pois não é influenciada pela dificuldade de visualização de características morfológicas e pode ser utilizada em qualquer estágio de vida (ovo, larvas ou adulto). No caso dos nematoides parasitos de outros animais, isso é

especialmente interessante pois é comum que o ciclo de vida conte com a participação de múltiplos hospedeiros, e quando apenas se tem acesso aos estágios larvais de nematoides que infectam os hospedeiros intermediários, frequentemente a identificação só é possível até o nível de família.

Em contraste a outros grupos de animais, como insetos e peixes, a técnica de *DNA barcoding* para o Filo Nematoda é ainda muito incipiente. Além disso, há uma preferência por outros marcadores moleculares que não o gene *cox1*, a exemplo das regiões ribossomais *ITS* (*Internal Transcribed Spacers* – espaçadores internos transcritos), 28S e, especialmente, 18S, devido ao histórico de uso destes marcadores para reconstruções filogenéticas. No entanto, a utilidade do *cox1* como *barcode* já está documentada por Derycke *et al.* (2010) e Armenteros *et al.* (2014), que o utilizaram para identificação de espécimes e detecção de espécies não descritas de alguns grupos de nematoides de vida livre; Ferri *et al.* (2009) comprovaram a eficácia do método para Filarioidea Chabaud & Anderson, 1959; Siddal *et al.* (2012) documentam o uso da técnica para identificar larvas de nematoides anisaquídeos presentes em peixes comerciais; Elsasser *et al.* (2009) determinaram a identidade de espécimes de *Dracunculus*; Prosser *et al.* (2013) empregaram a metodologia em espécies de nematoides parasitos de vertebrados.

Mesmo com essas aplicações, fica claro que existem muitas possibilidades a serem exploradas no que tange *DNA barcoding* em Nematoda, considerando a diversidade desse grupo de organismos. Faltam ainda, evidências a respeito da aplicabilidade dessa metodologia de forma global, considerando várias linhagens dentro do filo. Nessa dissertação, utilizamos sequências depositadas no banco de dados *GenBank* para realizar uma análise exploratória a respeito das aplicações e da utilidade do *DNA barcoding* para o Filo Nematoda. Em nosso trabalho, redigido em forma de artigo (Capítulo II), utilizamos cálculos de distância genética em diferentes níveis taxonômicos para buscar por um *barcoding gap* que demonstre a efetividade do *DNA barcoding* como ferramenta exploratória da diversidade do filo. Também testamos o sucesso do método como recurso para identificação de nematoides, de modo a demonstrar sua aplicabilidade no estudo desse grupo de invertebrados de importância ecológica, médica, veterinária e econômica.

## REFERÊNCIAS

(Formatadas de acordo com as normas de submissão do periódico *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, disponíveis no link <https://onlinelibrary.wiley.com/page/journal/14390469/homepage/forauthors.html>)

Aguinaldo, A. M. A., Turbeville, J. M., Linford, L. S., Rivera, M. C., Garey, J. R., Raff, R. A., & Lake, J. A. (1997). Evidence for a clade of nematodes, arthropods and other moulting animals. *Nature*, 387(6632), 489. <https://doi.org/10.1038/387489a0>

Almerón-Souza, F., Sperb, C., Castilho, C. L., Figueiredo, P. I., Gonçalves, L. T., Machado, R., ... & Fagundes, N. J. (2018). Molecular Identification of Shark Meat From Local Markets in Southern Brazil Based on DNA Barcoding: Evidence for Mislabeling and Trade of Endangered Species. *Frontiers in genetics*, 9. <https://doi.org/10.3389/fgene.2018.00138>

Anderson, R. C. (2000). *Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission*. London: Cabi Publishing.

Armenteros, M., Rojas-Corzo, A., Ruiz-Abierno, A., Derycke, S., Backeljau, T., & Decraemer, W. (2014). Systematics and DNA barcoding of free-living marine nematodes with emphasis on tropical desmodorids using nuclear SSU rDNA and mitochondrial COI sequences. *Nematology*, 16(8), 979–989. <https://doi.org/10.1163/15685411-00002824>

Askary, T. H. (2009). Nematodes as Biocontrol Agents. In *Sociology, Organic Farming, Climate Change and Soil Science* (p. 347–378). Springer Netherlands. [https://doi.org/10.1007/978-90-481-3333-8\\_13](https://doi.org/10.1007/978-90-481-3333-8_13)

Beebe, N. W. (2018). DNA barcoding mosquitoes: advice for potential prospectors. *Parasitology*, 145(5), 622–633. <https://doi.org/10.1017/s0031182018000343>

Bik, H. M., Lamshead, P. J. D., Thomas, W. K., & Lunt, D. H. (2010). Moving towards a complete molecular framework of the Nematoda: a focus on the Enoplida and early-branching clades. *BMC Evolutionary Biology*, 10(1), 353. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-10-353>

Blaxter, M., & Koutsovoulos, G. (2015). The evolution of parasitism in Nematoda. *Parasitology*, 142(S1), S26–S39. <https://doi.org/10.1017/s0031182014000791>

- Bongers, T., & Ferris, H. (1999). Nematode community structure as a bioindicator in environmental monitoring. *Trends in Ecology & Evolution*, 14(6), 224-228. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(98\)01583-3](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(98)01583-3)
- Carneiro, R. M. D. G., Lima, F. S. de O., & Correia, V. R. (2017). Methods and Tools Currently Used for the Identification of Plant Parasitic Nematodes. In M. M. Shah & M. Mahamood (Eds.), *Nematology - Concepts, Diagnosis and Control*. InTech. <https://doi.org/10.5772/intechopen.69403>
- Claridge, M., Dawah, H. & Wilson, M. (1997). Practical approaches to species concepts for living organisms. In M. F. Claridge, H. Dawah, & M. R. Wilson (Eds.), *Species: the units of biodiversity* (p. 1–16). London: Chapman & Hall.
- Collins, R. A., & Cruickshank, R. H. (2013). The seven deadly sins of DNA barcoding. *Molecular ecology resources*, 13(6), 969-975. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12046>
- Coomans, A. (2000). Nematode systematics: past, present and future. *Nematology*, 2(1), 3-7. <https://doi.org/10.1163/156854100508845>
- Corsi, A. K. (2015). A Transparent window into biology: A primer on *Caenorhabditis elegans*. *WormBook*, 1–31. <https://doi.org/10.1895/wormbook.1.177.1>
- Costa, F. O., deWaard, J. R., Boutillier, J., Ratnasingham, S., Dooh, R. T., Hajibabaei, M., & Hebert, P. D. (2007). Biological identifications through DNA barcodes: the case of the Crustacea. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 64(2), 272–295. <https://doi.org/10.1139/f07-008>
- De Ley, P., & Blaxter, M. (2004). A new system for Nematoda: combining morphological characters with molecular trees, and translating clades into ranks and taxa. *Nematology Monographs & Perspectives*, 2, 633–653.
- Derycke, S., Vanaverbeke, J., Rigaux, A., Backeljau, T., & Moens, T. (2010). Exploring the Use of Cytochrome Oxidase c Subunit 1 (COI) for DNA Barcoding of Free-Living Marine Nematodes. *PLoS ONE*, 5(10), e13716. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0013716>
- Elsasser, S. C., Floyd, R., Hebert, P. D. N., & Schulte-Hostedde, A. I. (2009). Species identification of North American guinea worms (Nematoda:*Dracunculus*) with DNA

barcoding. *Molecular Ecology Resources*, 9(3), 707–712. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2008.02393.x>

Ferri, E., Barbuto, M., Bain, O., Galimberti, A., Uni, S., Guerrero, R. ... Casiraghi, M. (2009). Integrated taxonomy: traditional approach and DNA barcoding for the identification of filarioid worms and related parasites (Nematoda). *Frontiers in Zoology*, 6(1), 1. <https://doi.org/10.1186/1742-9994-6-1>

Frézal, L., & Leblois, R. (2008). Four years of DNA barcoding: current advances and prospects. *Infection, Genetics and Evolution*, 8(5), 727-736. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2008.05.005>

Goater, T. M., Goater, C. P., & Esch, G. W. (2013). *Parasitism*. Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/cbo9781139047876>

Hanner, R. (2009). *Data standards for BARCODE records in INSDC (BRIs)*. Disponível em [http://www.barcoding.si.edu/PDF/DWG\\_data\\_standards-Final.pdf](http://www.barcoding.si.edu/PDF/DWG_data_standards-Final.pdf).

Hatcher, M. J., Dick, J. T., & Dunn, A. M. (2012). Diverse effects of parasites in ecosystems: linking interdependent processes. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 10(4), 186–194. <https://doi.org/10.1890/110016>

Hebert, P. D., Cywinska, A., Ball, S. L., & Dewaard, J. R. (2003a). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 270(1512), 313-321. <https://doi.org/10.1098/rspb.2002.2218>

Hebert, P. D., Ratnasingham, S., & de Waard, J. R. (2003b). Barcoding animal life: cytochrome c oxidase subunit 1 divergences among closely related species. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 270, S96-S99. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2003.0025>

Hebert, P. D. N., Penton, E. H., Burns, J. M., Janzen, D. H., & Hallwachs, W. (2004b). Ten species in one: DNA barcoding reveals cryptic species in the neotropical skipper butterfly *Astraptes fulgerator*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 101(41), 14812–14817. <https://doi.org/10.1073/pnas.0406166101>



- Hebert, P. D. N., Stoeckle, M. Y., Zemlak, T. S., & Francis, C. M. (2004a). Identification of birds through DNA barcodes. *PLoS biology*, 2(10), e312.. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0020312>
- Hogg, I. D., & Hebert, P. D. . (2004). Biological identification of springtails (Hexapoda: Collembola) from the Canadian Arctic, using mitochondrial DNA barcodes. *Canadian Journal of Zoology*, 82(5), 749–754. <https://doi.org/10.1139/z04-041>
- Hortal, J., de Bello, F., Diniz-Filho, J. A. F., Lewinsohn, T. M., Lobo, J. M., & Ladle, R. J. (2015). Seven Shortfalls that Beset Large-Scale Knowledge of Biodiversity. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 46(1), 523–549. <https://doi.org/10.1146/annurev-ecolsys-112414-054400>
- Hugot, J.-P., Baujard, P., & Morand, S. (2001). Biodiversity in helminths and nematodes as a field of study: an overview. *Nematology*, 3(3), 199–208. <https://doi.org/10.1163/156854101750413270>
- Kanturski, M., Lee, Y., Choi, J., & Lee, S. (2018). DNA barcoding and a precise morphological comparison revealed a cryptic species in the *Nippolachnus piri* complex (Hemiptera: Aphididae: Lachninae). *Scientific Reports*, 8(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-018-27218-2>
- Lamshead, P. J. D. (1993). Recent developments in marine benthic biodiversity research. *Oceanis*, 19(6), 5–24.
- Larsen, B. B., Miller, E. C., Rhodes, M. K., & Wiens, J. J. (2017). Inordinate fondness multiplied and redistributed: the number of species on earth and the new pie of life. *The Quarterly Review of Biology*, 92(3), 229-265. <https://doi.org/10.1086/693564>
- McKay, D. M. (2005). The beneficial helminth parasite? *Parasitology*, 132(1), 1–12. <https://doi.org/10.1017/s003118200500884x>
- Meyer, C. P., & Paulay, G. (2005). DNA Barcoding: Error Rates Based on Comprehensive Sampling. *PLoS Biology*, 3(12), e422. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0030422>
- Poinar, G. O., Jr. (1983). *The natural history of nematodes*. Englewood Cliffs, N.J: Prentice-Hall.
- Poinar, G. O., Jr. (2011). *The evolutionary history of nematodes: as revealed in stone, amber and mummies*. Leiden Boston: Brill.

- Poinar, G. O., Jr. (2016). Phylum Nemata. In *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates* (p. 169–180). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-385028-7.00009-3>
- Prosser, S. W. J., Velarde-Aguilar, M. G., León-Règagnon, V., & Hebert, P. D. N. (2013). Advancing nematode barcoding: A primer cocktail for the cytochrome c oxidase subunit I gene from vertebrate parasitic nematodes. *Molecular Ecology Resources*. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12082>
- Ratnasingham, S., & Hebert, P. D. (2007). BOLD: The Barcode of Life Data System (<http://www.barcodinglife.org>). *Molecular ecology notes*, 7(3), 355–364. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01678.x>
- Roberts, L. S. & Janovy Jr., J. (2009) *Foundations of Parasitology*. New York: McGraw-Hill.
- Rodrigues, M. S., Morelli, K. A., & Jansen, A. M. (2017). Cytochrome c oxidase subunit 1 gene as a DNA barcode for discriminating *Trypanosoma cruzi* DTUs and closely related species. *Parasites & Vectors*, 10(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2457-1>
- Siddall, M. E., Kvist, S., Phillips, A., & Ocegüera-Figuero, A. (2012). DNA Barcoding of Parasitic Nematodes: Is it Kosher? *Journal of Parasitology*, 98(3), 692–694. <https://doi.org/10.1645/ge-2994.1>
- Smith, M. A., Woodley, N. E., Janzen, D. H., Hallwachs, W., & Hebert, P. D. N. (2006). DNA barcodes reveal cryptic host-specificity within the presumed polyphagous members of a genus of parasitoid flies (Diptera: Tachinidae). *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 103(10), 3657–3662. <https://doi.org/10.1073/pnas.0511318103>
- Tschirren, B., & Richner, H. (2006). Parasites shape the optimal investment in immunity. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 273(1595), 1773–1777. <https://doi.org/10.1098/rspb.2006.3524>
- Valentini, A., Pompanon, F., & Taberlet, P. (2009). DNA barcoding for ecologists. *Trends in Ecology & Evolution*, 24(2), 110–117. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2008.09.011>
- Ward, R. D., Zemlak, T. S., Innes, B. H., Last, P. R., & Hebert, P. D. . (2005). DNA barcoding Australia's fish species. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 360(1462), 1847–1857. <https://doi.org/10.1098/rstb.2005.1716>

Wiens, J. J. (2004). The Role of Morphological Data in Phylogeny Reconstruction. *Systematic Biology*, 53(4), 653–661. <https://doi.org/10.1080/10635150490472959>

Williamson, V. M., & Hussey, R. S. (1996). Nematode Pathogenesis and Resistance in Plants. *Plant Cell*, 8(10), 1735–1745. <https://doi.org/10.1105/tpc.8.10.1735>

Yang, F., Ding, F., Chen, H., He, M., Zhu, S., Ma, X., ... Li, H. (2018). DNA Barcoding for the Identification and Authentication of Animal Species in Traditional Medicine. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2018, 1–18. <https://doi.org/10.1155/2018/5160254>

Yang, Z., Landry, J.-F., Handfield, L., Zhang, Y., Alma Solis, M., Handfield, D., ... Hebert, P. D. N. (2012). DNA barcoding and morphology reveal three cryptic species of *Anania* (Lepidoptera: Crambidae: Pyraustinae) in North America, all distinct from their European counterpart. *Systematic Entomology*, 37(4), 686–705. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.2012.00637.x>

## CAPÍTULO II

### **DNA BARCODING EM NEMATODA: UMA ANÁLISE EXPLORATÓRIA UTILIZANDO SEQUÊNCIAS DE *cox1* DEPOSITADAS EM BANCOS DE DADOS**

#### **2.1. INTRODUÇÃO**

O Filo Nematoda Rudolphi, 1808 é um dos grupos de metazoários mais abundantes e diversos do planeta (Lambshhead, 2004). O número de espécies descritas ultrapassa os 25 mil (Zhang, 2013), mas estimativas mais recentes estimam que a diversidade real do filo chega a 40 milhões de espécies (Larsen *et al.*, 2017). Os nematoides desempenham papel chave na ciclagem de nutrientes enquanto organismos detritívoros, além de ocuparem outros níveis tróficos em ecossistemas terrestres e aquáticos (Goater *et al.*, 2013). Também se adaptaram a uma variedade de estilos de vida parasitários e, portanto, são alvo de interesse em áreas de pesquisa como as ciências médicas e agrárias (Overgaaauw & Nederland, 1997; Davis, 2005; Scott, 2008).

A identificação específica correta de nematoides é fundamental para dar subsídios a inventários de fauna e estudos taxonômicos, sistemáticos e ecológicos (Powers *et al.*, 2009; Neher, 2010; Cole & Viney, 2018). No caso dos nematoides de interesse econômico, uma determinação taxonômica acurada permite a compreensão dos mecanismos de transmissão e o planejamento de estratégias de manejo (Jasmer *et al.*, 2003; Ortiz *et al.*, 2016). No entanto, nematoides estão entre os animais mais difíceis de se identificar por meio de métodos tradicionais. Os caracteres diagnósticos morfológicos observados ao microscópio podem ser sutis, subjetivos, dependentes de outros caracteres, mostrar grande variação intraespecífica ou estar presentes apenas em um estágio de vida ou em um dos sexos (Carneiro *et al.*, 2017). Informações a respeito do hospedeiro, essenciais para a determinação de espécies parasitas, muitas vezes são insuficientes ou estão indisponíveis. Embora os métodos tradicionais de identificação sirvam para a maioria dos casos, essas limitações podem comprometer sua acurácia.

Com o advento da biologia molecular, surgiram novas ferramentas para auxiliar na identificação de organismos. Entre elas, destaca-se a proposta do *DNA barcoding*, que permite a identificação precisa de espécimes por meio de um fragmento de sequência de

DNA de uma região padronizada do genoma (Hebert *et al.*, 2003). O consórcio do *Barcode of Life* define como *DNA barcode* em animais a região de 648 pares de base (pb) situada entre as posições 58 e 705 do gene citocromo c oxidase subunidade I (*coxI*), servindo de referência o genoma mitocondrial do camundongo (Hanner, 2009). O gene *coxI* já foi empregado com sucesso na identificação de nematoides, mas seu uso ainda é pouco explorado, considerando a diversidade do filo (Elsasser *et al.*, 2009; Ferri *et al.*, 2009; Derycke *et al.*, 2010; Prosser *et al.*, 2013; Siddall *et al.*, 2012; Armenteros *et al.*, 2014). Em muitos estudos optou-se pela utilização de outros marcadores moleculares, como as regiões ribossomais *ITS*, *28S* e *18S* (Floyd *et al.*, 2002; De Ley *et al.*, 2005; Bhadury *et al.*, 2008; Powers *et al.*, 2009; Armenteros *et al.*, 2014). Embora os trabalhos de *DNA barcoding* citados englobem algumas linhagens de Nematoda, não se sabe a eficácia do método quando são considerados grandes grupos dentro do filo (Abebe *et al.*, 2011; Prosser *et al.*, 2013).

Além da identificação de espécimes, o *DNA barcoding* pode auxiliar na descoberta de espécies. Baseando-se nos conceitos biológico e filogenético de espécie, essa metodologia parte da premissa que a variação genética entre espécies diferentes é maior que a variação entre indivíduos de uma mesma espécie. Isso torna possível a busca por uma lacuna (em inglês, *barcoding gap*) entre a maior variação intraespecífica e a menor variação interespecífica em um conjunto de sequências e, a partir dela, definir um limiar de distância genética (em inglês, *threshold*) que sirva de referência para a delimitação de espécies (Hebert *et al.*, 2003; Meyer & Paulay, 2005). Hebert *et al.* (2004) propuseram que esse valor pode ser calculado através da “regra das 10 vezes”, em que a variação intraespecífica média de um conjunto de sequências deve ser multiplicada por 10 para obtenção do limiar de distância genética. Essa abordagem já se mostrou eficaz em algumas linhagens de nematoides (Ferri *et al.*, 2009; Derycke *et al.*, 2010; Armenteros *et al.*, 2014), mas se desconhece a eficácia do método para o Filo Nematoda como um todo, levando em conta o máximo de informação disponível em banco de dados.

De modo a elucidar a aplicabilidade do *DNA barcoding* no Filo Nematoda, analisamos sequências do gene *coxI* recuperadas por meio de ampla amostragem do banco de dados *GenBank*. Realizamos cálculos de distância interespecífica e intraespecífica para diferentes níveis taxonômicos do Filo Nematoda a fim de identificar a existência de um *barcoding gap* que torne possível a definição de um limiar de distância genética entre os diferentes táxons. Adicionalmente, testamos a eficácia do gene *coxI*

como *DNA barcode* para a identificação de nematoides e estimamos o número de espécies presentes no conjunto de dados compilado. De modo geral, os resultados obtidos mostram que o gene *cox1* é um bom marcador na identificação de boa parte das espécies amostradas, e que seu uso como *DNA barcode* em níveis taxonômicos inferiores pode ser um importante subsídio para o estudo de um grupo de seres vivos com morfologia tão conservada.

## 2.2. MATERIAL E MÉTODOS

O fluxo de trabalho para obtenção, curadoria e análise das sequências deste estudo foi baseado em Kvist (2014) e Sundberg *et al.* (2016). As sequências de citocromo c oxidase I (*cox1*) foram adquiridas em outubro de 2018 buscando pelos seguintes termos no *GenBank*: "txid6231 [Organism:exp] cox1 [Gene]"; "txid6231 [Organism:exp] co1 [Gene]"; "txid6231 [Organism:exp] coi [Gene]". A busca resultou em 13.139 sequências para o Filo Nematoda. De modo a garantir análises de distância genética mais robustas, excluímos sequências duplicadas, não-verificadas ("UNVERIFIED") e aquelas cuja identificação taxonômica era imprecisa em relação à identificação da espécie (por exemplo, "*Ascaris* sp.>").

Para restringir a análise à região do gene *cox1* definida como *barcode* pelas diretrizes do consórcio do *Barcode of Life* (Hanner, 2009), incorporamos ao conjunto de dados uma sequência de *cox1* de camundongo. Alinhamos as sequências utilizando a ferramenta MAFFT (versão 7) (Kato *et al.*, 2017). O ajuste de direção das sequências foi habilitado e os demais parâmetros foram mantidos no padrão.

O programa AliView (Larsson, 2014) foi utilizado para conferência de alterações de quadro de leitura e realização de ajustes manuais no alinhamento. Realizamos BLASTn (Altschul *et al.*, 1990) de sequências que se comportavam de maneira incomum no alinhamento; se o melhor resultado (desconsiderando a própria sequência) não pertencesse ao Filo Nematoda, a sequência era excluída. Após esse processo, o alinhamento foi realizado novamente. Por fim, removemos sequências menores que 350 pb.

A partir do banco de dados principal, criamos bancos de dados secundários para contemplar quatro níveis taxonômicos inferiores do Filo Nematoda (subclasse, subordem, família e gênero), seguindo o sistema de classificação atualmente mais utilizado (De Ley & Blaxter, 2004). Empregamos os critérios de Sundberg *et al.* (2016) na compilação dos bancos secundários: consideramos apenas táxons representados por mais de 100 sequências atribuídas a um mínimo de três espécies. Realizamos as análises descritas a seguir para cada banco de dados, individualmente.

O programa PAUP\* 4.0 (Swofford, 2002) foi utilizado para calcular as distâncias-p não-corrigidas, ignorando dados faltantes para sítios afetados e considerando taxas evolutivas iguais para sítios variáveis. Exportamos o resultado em formato de colunas.

Utilizou-se scripts AWK descritos em Kvist (2014) para separar o arquivo contendo as distâncias, de forma a se obter um arquivo com as comparações interespecíficas e outro com as comparações intraespecíficas. Os valores de distância foram arredondados para o múltiplo de 0,5 mais próximo. Construímos gráficos no Microsoft Excel para visualizar a distribuição das distâncias genéticas e verificar a existência de um limiar de distância genética (ou seja, um *barcoding gap* global).

Adicionalmente, seguimos a abordagem visual sugerida por Collins & Cruickshank (2012) para testar a eficácia de identificação de espécimes usando o gene *cox1* como marcador para *DNA barcoding*. Realizamos essa análise pois o sucesso do *DNA barcoding* na identificação de espécimes não depende de um limiar de distância genético bem definido, mas sim de um *barcoding gap* local (Collins & Cruickshank, 2012). Plotamos um gráfico de pontos que considera, para uma espécie, a máxima distância intraespecífica e a menor distância interespecífica (ou “distância à espécie-vizinha mais próxima”). Utiliza-se como referência uma reta 1:1 que representa o ponto no qual a diferença entre as duas variáveis é zero. Se a máxima distância intraespecífica de uma espécie for menor que a mínima distância interespecífica, haveria sucesso na identificação específica utilizando o gene *cox1*. Espécies representadas por apenas uma sequência (*singletons*) foram retiradas desta análise, uma vez que não é possível calcular a distância intraespecífica.

Como estratégia complementar, empregamos o software *Automatic Barcode Gap Discovery* (ABGD) (Puillandre *et al.*, 2011) para verificar a distribuição de um potencial *barcoding gap* e estimar o número de espécies dos conjuntos de dados. Através de duas etapas e sem considerar hipóteses *a priori*, o ABGD utiliza a distância genética entre um grupo de sequências para atribuí-las a potenciais espécies baseado em um *barcoding gap* inferido estatisticamente (partição inicial) e em seguida usa esses resultados para realizar a análise novamente (partição recursiva). Assim, podemos comparar o número de espécies previsto pelo ABGD com o número de espécies estipulado pelos dados do *GenBank*. Rodamos a análise em linhas de comando, seguindo os parâmetros de Kvist (2014): distância simples;  $P_{\min} = 0,001$ ;  $P_{\max} = 0,9$ ; número de classes (*Nb bins*) = 100; distância relativa (*X*; *relative gap width*) = 1.5. Nos casos em que o ABGD falhou em detectar mais de um grupo, utilizamos  $X = 1$ .



## 2.3. RESULTADOS

### 2.3.1. Organização do banco de dados

A busca por sequências de *citocromo c oxidase I* resultou em 13.139 sequências para o Filo Nematoda. Durante o processo de curadoria por meio de BLASTn, detectamos sequências que exibiam alto grau de similaridade a registros de moluscos, lepidópteros e protistas depositados no *GenBank*. Em casos mais extremos, sequências identificadas como *voucher* estavam com identificação incorreta: as entradas EF457734 e EF457738, por exemplo, estão classificadas como *Cooperia oncophora* Railliet, 1898 mas apresentam alta similaridade a sequências do gênero de borboletas *Colias* Fabricius, 1807, indicando provável contaminação durante o processamento desse DNA.

Após todas as etapas de filtragem, o banco de dados final resultou em 4.283 sequências aptas a participar da análise, atribuídas a 516 espécies e 196 gêneros de nematoides (Anexo 1). O comprimento total dos alinhamentos foi de 648 pb.

A partir dos critérios estipulados para a compilação dos bancos de dados secundários, obtivemos como resultado 21 conjuntos de dados contendo as sequências dos seguintes táxons: (1) Filo Nematoda; (2) Subclasse Chromadoria Pearse, 1942; (3) Subclasse Dorylaimia Inglis, 1983; (4) Subordem Rhabditina Chitwood, 1933; (5) Subordem Spirurina Railliet & Henry, 1915; (6) Subordem Tylenchina Thorne, 1949; (7) Anisakidae Railliet & Henry, 1912; (8) Aphelenchoididae Skarbilovich, 1947; (9) Metastrongylidae Leiper, 1908; (10) Onchocercidae Leiper, 1911; (11) Oxyuridae Cobbold, 1864; (12) Pharyngodonidae Travassos, 1919; (13) Strongyloididae Chitwood & McIntosh, 1934; (14) Trichostrongylidae Witenberg, 1925; (15) *Angiostrongylus* Kamensky, 1905; (16) *Anguillicola* Yamaguti, 1935; (17) *Bursaphelenchus* Fuchs, 1937; (18) *Plectus* Bastian, 1865; (19) *Spauligodon* Skrjabin, Schikhobalova & Lagodovskaja, 1960; (20) *Strongyloides* Grassi, 1879; (21) *Trypanoxyuris* Vevers, 1923 (Tabela 1).

### 2.3.2. Distâncias genéticas

A análise de distância genética para o conjunto total de sequências (Filo Nematoda) resultou em 9.169.903 comparações, das quais 8.919.346 foram interespecíficas e 250.557 foram intraespecíficas (Tabela 1). A Tabela 1 também mostra os resultados para os bancos de dados secundários. Na Tabela 2 é possível visualizar média, desvio padrão e amplitude das distâncias-p para cada um dos táxons analisados.

Conforme pode ser observado, há um contraste grande entre a média das distâncias dos diferentes níveis taxonômicos analisados, tanto intraespecífica quanto interespecífica (Tabela 2). A amplitude das distâncias abrangeu o intervalo de 0 a 68,73%, e enfatizamos que os valores médios das distâncias intraespecíficas foram tão altos quanto 9,46% (Pharyngodonidae).

Tabela 1. Resultados do processo de organização do banco de dados e análise das distâncias genéticas, indicando o número de sequências, espécies e comparações consideradas para cada conjunto de dados. \*de acordo com a identificação das sequências no *GenBank*.

Conjunto de dados	Número de sequências analisadas	Número de espécies*	Comparações intraespecíficas	Comparações interespecíficas
<b>Filo</b>				
Nematoda	4.283	516	250.557	8.919.346
<b>Subclasse</b>				
Chromadoria	4.205	488	250.339	8.588.571
Dorylaimia	78	28	218	2.785
<b>Subordem</b>				
Rhabditina	1.016	129	34.733	480.887
Spirurina	2.204	206	178.453	2.249.253
Tylenchina	667	137	12.913	209.198
<b>Família</b>				
Anisakidae	103	15	862	4.391
Aphelenchoididae	241	53	2.552	26.368
Metastrongylidae	242	18	11.563	17.598
Onchocercidae	275	59	1.250	36.425
Oxyuridae	327	20	10.452	42.849
Pharyngodonidae	330	15	18.519	35.766
Strongyloididae	147	8	6.767	3.964
Trichostrongylidae	441	26	19.741	77.720
<b>Gênero</b>				
<i>Angiostrongylus</i>	159	5	10.336	2.225
<i>Anguillicola</i>	592	5	139.464	35.472
<i>Brusaphelenchus</i>	121	32	1.108	6.152
<i>Plectus</i>	284	4	24.157	16.029
<i>Spauligodon</i>	148	11	2.675	8.113
<i>Strongyloides</i>	146	7	6.767	3.818
<i>Trypanoxyuris</i>	185	5	6.719	10.301

Tabela 2. Resultados das comparações entre sequências para os conjuntos de dados analisados.

Conjunto de dados	Distância média (total)	Distância intraespecífica média	Amplitude distâncias intraespecíficas (%)	Distância interespecífica média	Amplitude distâncias interespecíficas (%)
<b>Filo</b>					
Nematoda	28,21% ± 9,51	1,62% ± 3,41	0–20,13	28,96% ± 8,50	0–68,73
<b>Subclasse</b>					
Chromadoria	27,69% ± 9,22	1,62% ± 3,41	0–20,13	28,45% ± 8,17	0–68,73
Dorylaimia	31,54% ± 12,70	2,92% ± 4,49	0–14,97	33,78% ± 10,15	0,15–46,91
<b>Subordem</b>					
Rhabditina	14,92% ± 4,05	1,95% ± 1,62	0–17,75	15,85% ± 2,09	0,53–26,84
Spirurina	27,18% ± 10,06	1,60% ± 3,79	0–20,13	29,21% ± 7,21	0–44,54
Tylenchina	26,40% ± 13,03	2,87% ± 2,99	0–18,25	27,85% ± 11,98	0–68,73
<b>Família</b>					
Anisakidae	11,83% ± 5,31	3,11% ± 2,76	0–13,29	13,55% ± 3,79	0–22,31
Aphelencooididae	16,02% ± 4,85	4,27% ± 4,56	0–18,25	17,15% ± 3,03	1,27–28,34
Metastrongylidae	8,82% ± 6,80	0,57% ± 1,02	0–17,75	14,23% ± 1,42	8,39–21,39
Onchocercidae	14,58% ± 4,14	0,55% ± 1,43	0–15,46	15,06% ± 3,26	0–26,68
Oxyuridae	11,04% ± 5,24	1,81% ± 1,89	0–10,40	13,30% ± 2,72	0–30,47
Pharyngodonidae	18,81% ± 8,56	9,46% ± 7,87	0–20,13	23,65% ± 3,24	0–30,40
Strongyloididae	9,22% ± 7,62	3,60% ± 2,16	0–11,39	18,82% ± 1,72	12,62–24,53
Trichostrongylidae	12,55% ± 5,40	2,73% ± 1,16	0–12,18	15,05% ± 2,34	0,53–21,32
<b>Gênero</b>					
<i>Angiostrongylus</i>	2,45% ± 4,47	0,40% ± 0,34	0–11,80	12,02% ± 1,03	8,39–15,37
<i>Anguillicola</i>	3,08% ± 5,02	0,57% ± 0,65	0–11,11	12,91% ± 1,19	8,01–16,76
<i>Brusaphelenchus</i>	12,19% ± 4,62	3,18% ± 2,47	0–17,19	13,82% ± 2,61	6,92–24,11
<i>Plectus</i>	6,02% ± 6,82	0,62% ± 1,90	0–14,44	14,15% ± 1,12	12,71–19,53
<i>Spauligodon</i>	16,02% ± 6,84	6,66% ± 4,20	0–15,47	19,21% ± 4,09	0–26,12
<i>Strongyloides</i>	9,14% ± 7,64	3,59% ± 2,16	0–11,39	18,97% ± 1,57	12,62–24,53
<i>Trypanoxyuris</i>	6,94% ± 5,34	0,84% ± 1,24	0–8,06	10,92% ± 2,46	7,49–16,84

### 2.3.3. *Barcoding gap*

Encontramos, de maneira geral, três padrões após a análise de *barcoding gap* para os conjuntos de dados considerados: a) conjuntos em que se visualizou um *barcoding gap* verdadeiro, ou seja, um intervalo bem definido entre a distribuição das distâncias intra e interespecíficas; b) conjuntos em que o intervalo entre a distribuição das distâncias existe, mas é flanqueado por distâncias intra e interespecíficas atípicas; c) conjuntos sem *barcoding gap*.

Dos 21 conjuntos analisados, apenas Strongyloididae e *Strongyloides* apresentaram um *barcoding gap* verdadeiro. Em ambos existe uma lacuna estreita na região dos 12% (Figura 1), e os histogramas gerados pelo ABGD corroboram com esses resultados (Figura 2).

Detectamos, em sete dos conjuntos analisados, uma lacuna na distribuição das distâncias genéticas, mas para algumas comparações há uma sobreposição de distâncias inter e intraespecíficas. É o caso das sequências pertencentes à subclasse Dorylaimia, às famílias Metastrongylidae e Onchocercidae e aos gêneros *Angiostrongylus*, *Anguillicola*, *Plectus* e *Typanoxyuris* (Figuras 3A e 3B). Tomando o gênero *Angiostrongylus* como exemplo: considerando a distribuição das distâncias genéticas, existe uma lacuna marcante entre 6,5 e 8%, mas duas comparações intraespecíficas exibiram 12% de distância genética (Figura 3A). Conforme mostram os histogramas do ABGD, se desconsiderarmos hipóteses de espécies *a priori*, o *barcoding gap* de fato existe para esses sete conjuntos (Figuras 4A e 4B).

No entanto, não há uma separação clara entre as distâncias intra e interespecífica nos gráficos de distribuição de 12 dos conjuntos analisados, configurando uma ausência de *barcoding gap*. Enquadram-se nesse padrão os seguintes grupos: Filo Nematoda; subclasse Chromadoria; subordens Rhabditina, Spirurina e Tylenchina; famílias Anisakidae, Aphelenchoididae, Oxyuridae, Pharyngodonidae e Trichostrongylidae; gêneros *Bursaphelenchus* e *Spauligodon* (Figuras 5A e 5B). Também não visualizamos *barcoding gap* nos histogramas gerados pelo ABGD para esses grupos (Figuras 6A e 6B).

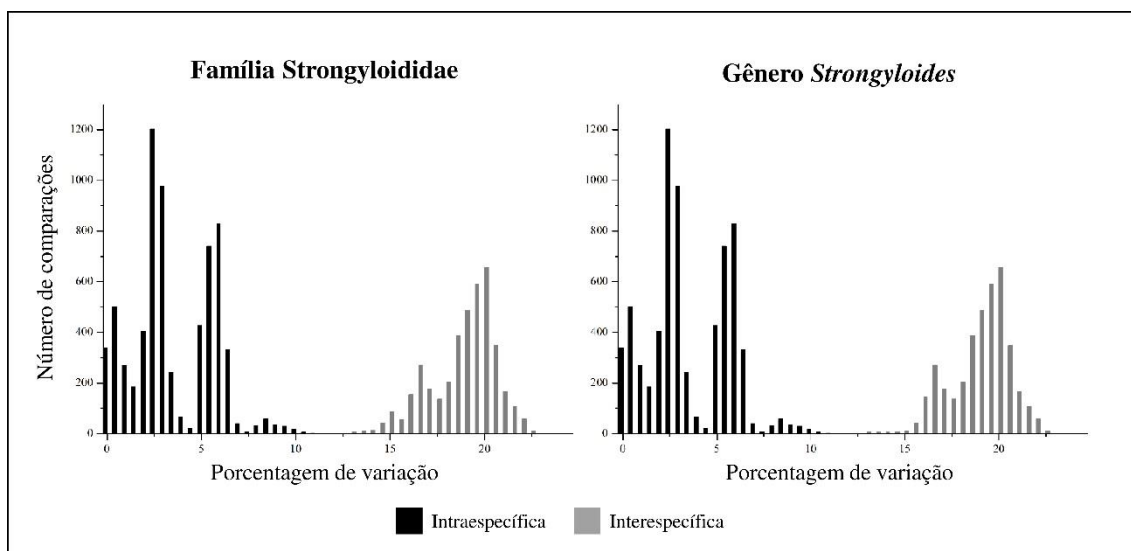


Figura 1. Frequência das distâncias intraespecíficas (preto) e interespecíficas (cinza) do gene *cox1* para os conjuntos de dados analisados em que se detectou um *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados a família Strongyloidea e o gênero *Strongyloides*.

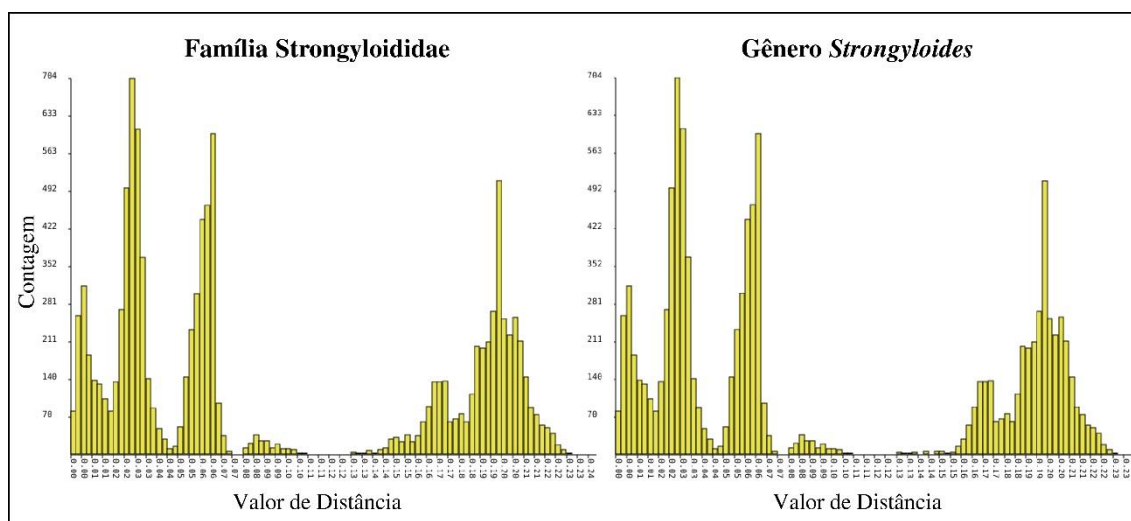


Figura 2. Resultados do software *Automatic Barcode Gap Discovery* (ABGD) para os conjuntos de dados analisados em que se detectou um *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados a família Strongyloidea e o gênero *Strongyloides*.

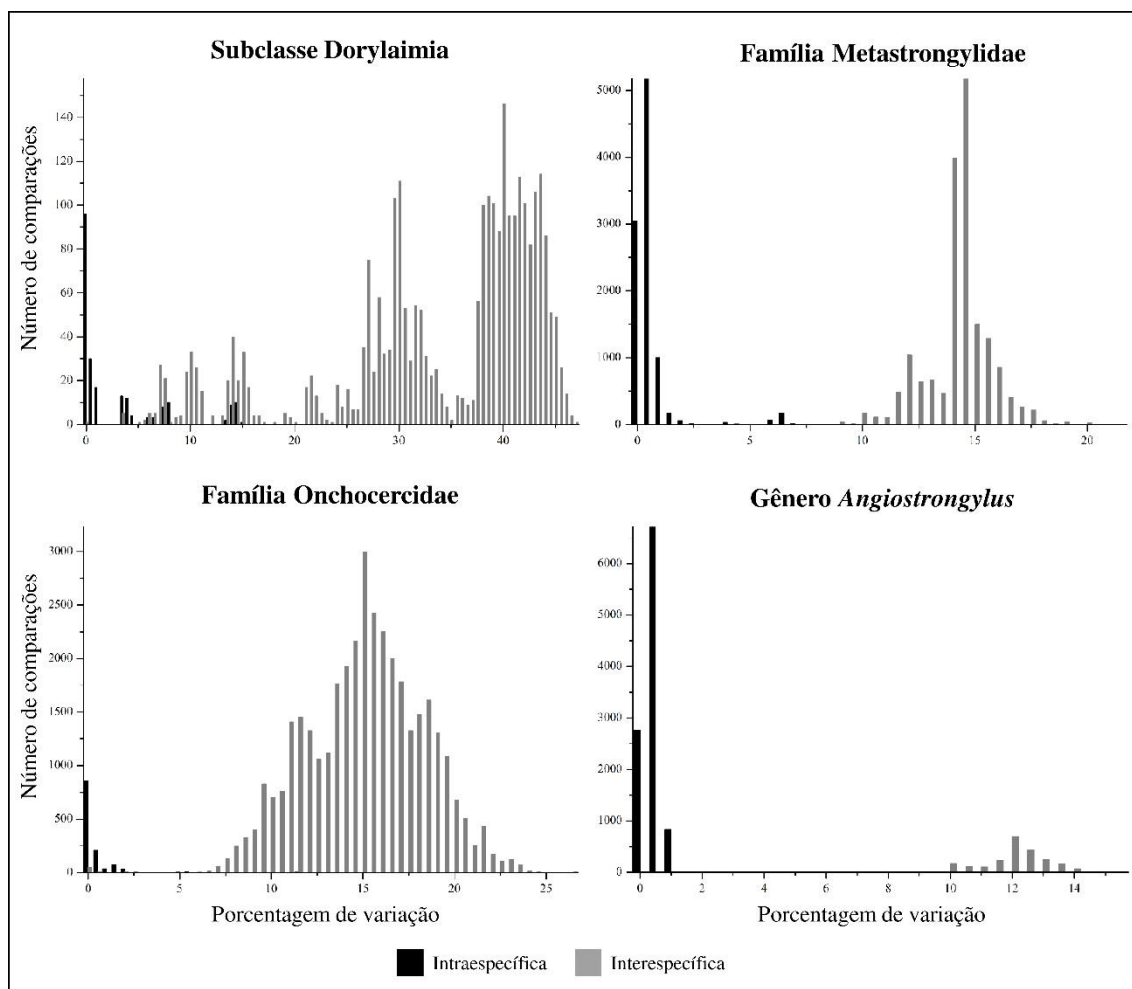


Figura 3A. Frequência das distâncias intraespecíficas (preto) e interespecíficas (cinza) do gene *cox1* para os conjuntos de dados analisados em que se observou uma tendência ao *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados a subclasse Dorylaimia, as famílias Metastrongylidae e Onchocercidae, e o gênero *Angiostrongylus*.

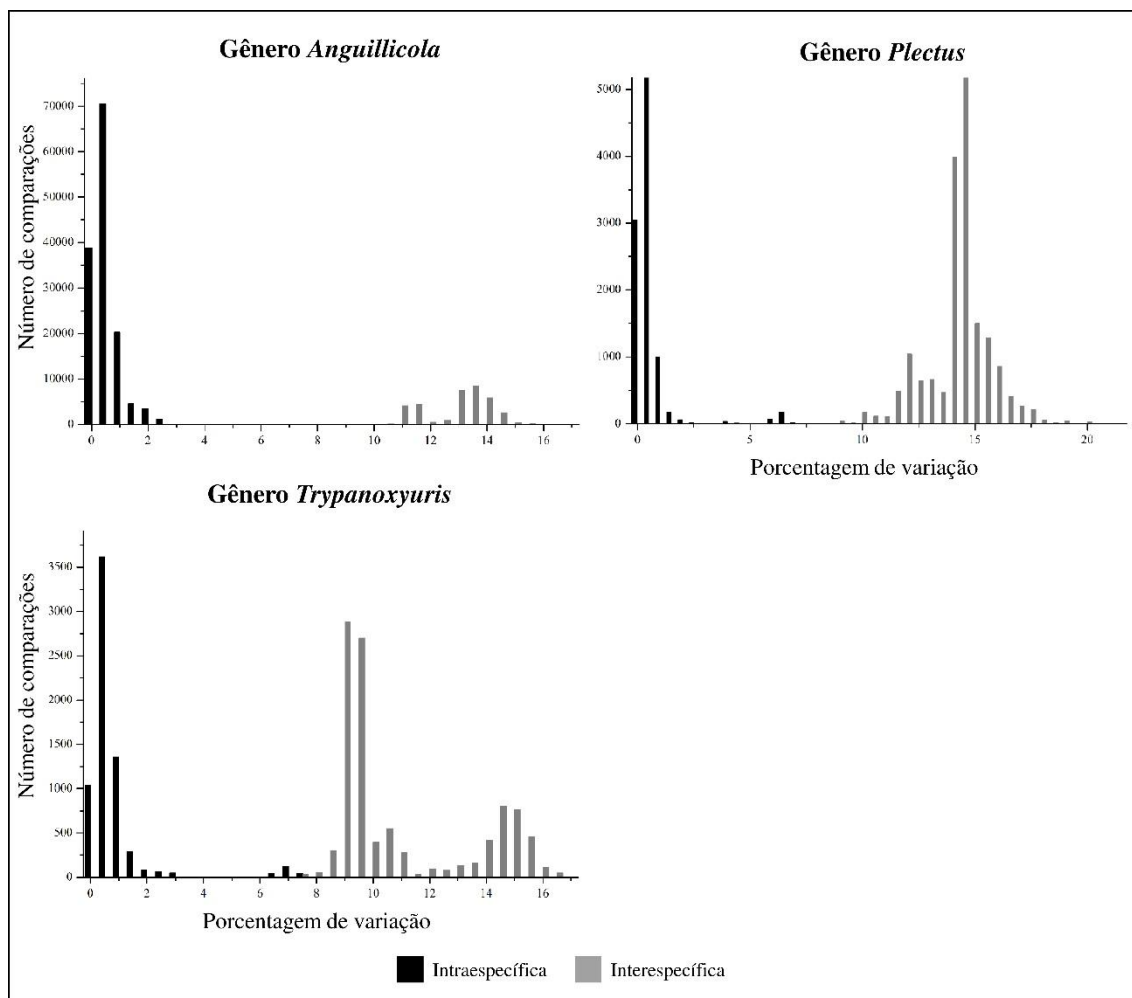


Figura 3B. Frequência das distâncias intraespecíficas (preto) e interespecíficas (cinza) do gene *cox1* para os conjuntos de dados analisados em que se observou uma tendência a *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados os gêneros *Anguillicola*, *Plectus* e *Trypanoxyuris*.

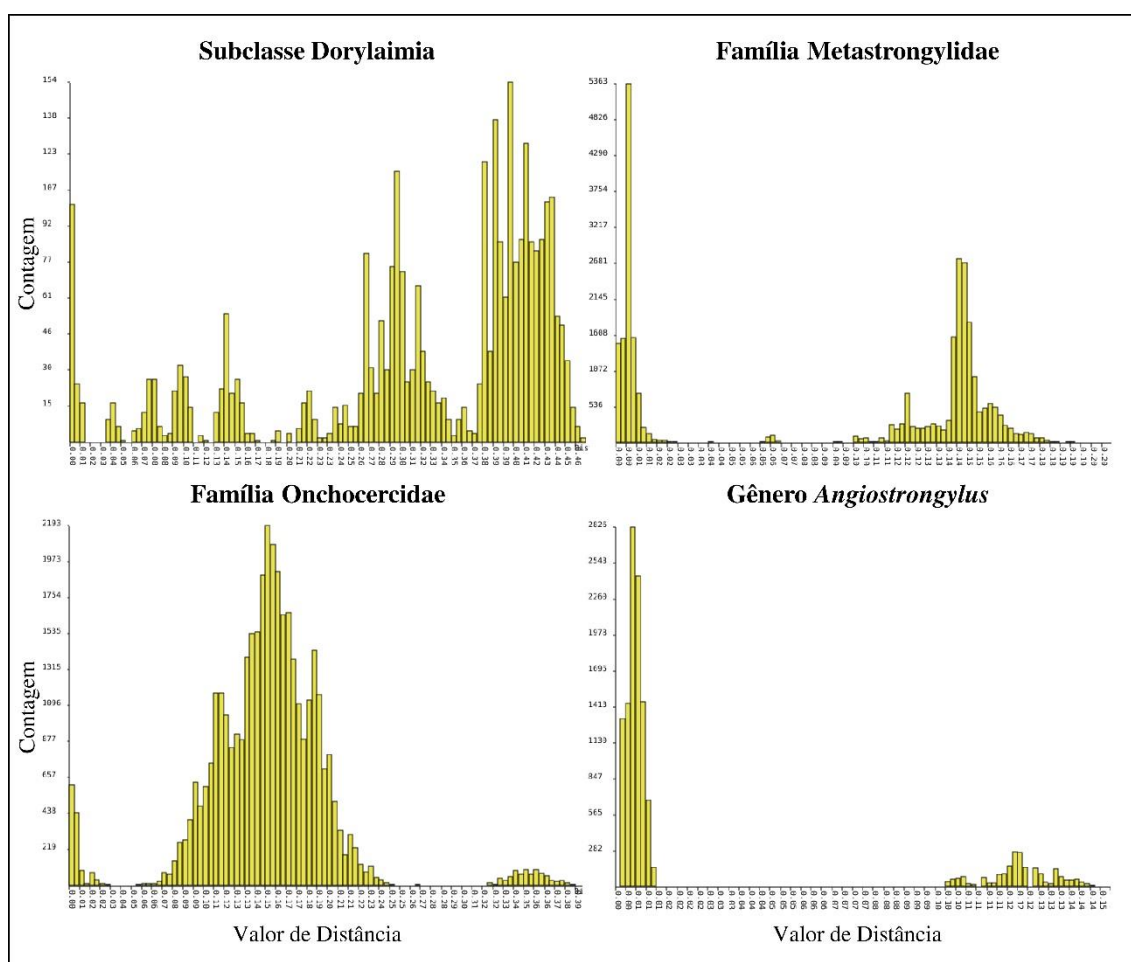


Figura 4A. Resultados do software *Automatic Barcode Gap Discovery* (ABGD) para os conjuntos de dados analisados em que se observou uma tendência ao *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados a subclasse *Dorylaimia*, as famílias *Metastrongylidae* e *Onchocercidae*, e o gênero *Angiostrongylus*.



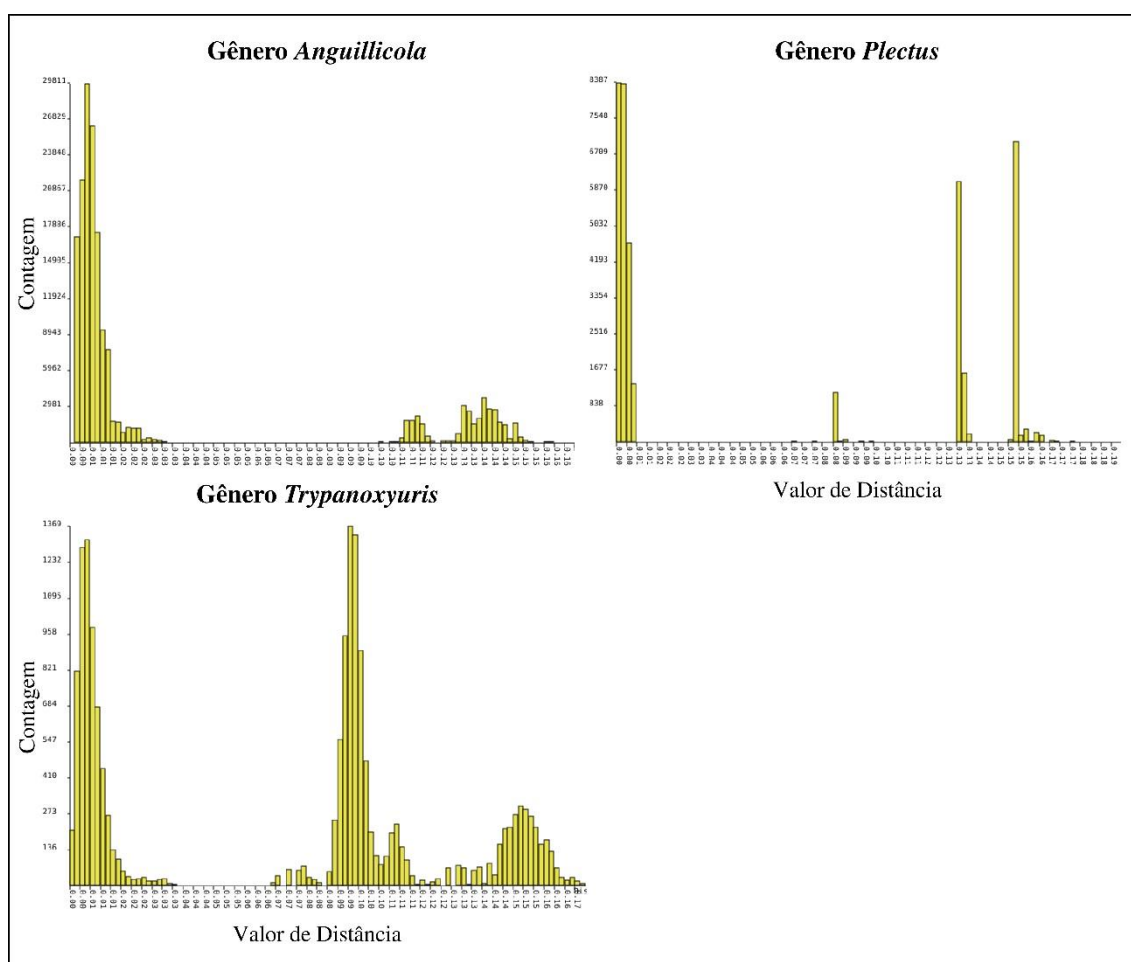


Figura 4B. Resultados do software *Automatic Barcode Gap Discovery* (ABGD) para os conjuntos de dados analisados em que se observou uma tendência ao *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados os gêneros *Anguillicola*, *Plectus* e *Trypanoxyuris*.

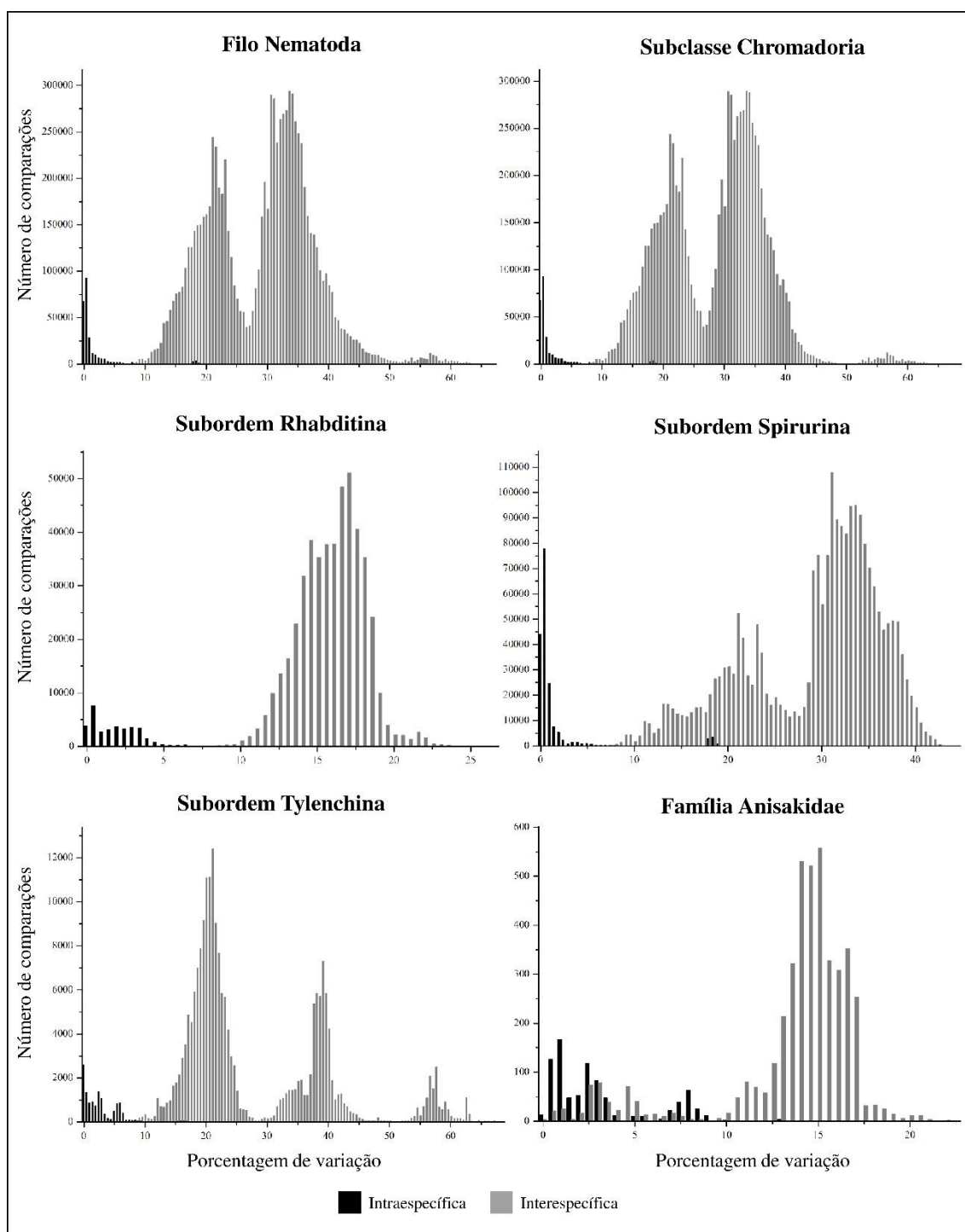


Figura 5A. Frequência das distâncias intraespecíficas (preto) e interespecíficas (cinza) do gene *cox1* para os conjuntos de dados analisados em que não se detectou *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados o Filo Nematoda, a subclasse Chromadorea, as subordens Rhabditina, Spirurina e Tylenchina, e a família Anisakidae.

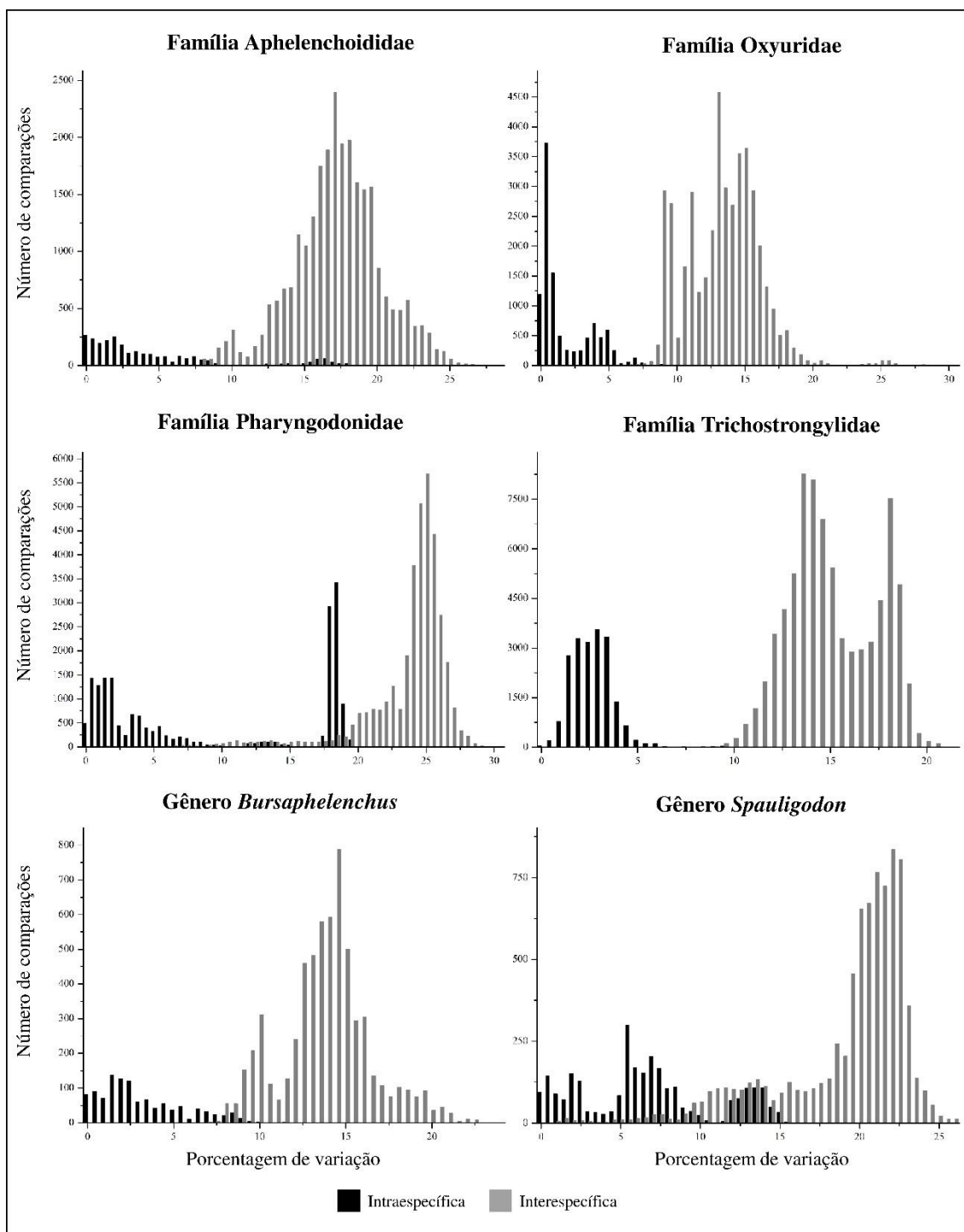


Figura 5B. Frequência das distâncias intraespecíficas (preto) e interespecíficas (cinza) do gene *cox1* para os conjuntos de dados analisados em que não se detectou *barcoding gap*. Nesta figura, estão representadas as famílias Aphelenchoididae, Oxyuridae, Pharyngodonidae e Trichostrongylidae, e os gêneros *Bursaphelenchus* e *Spauligodon*.

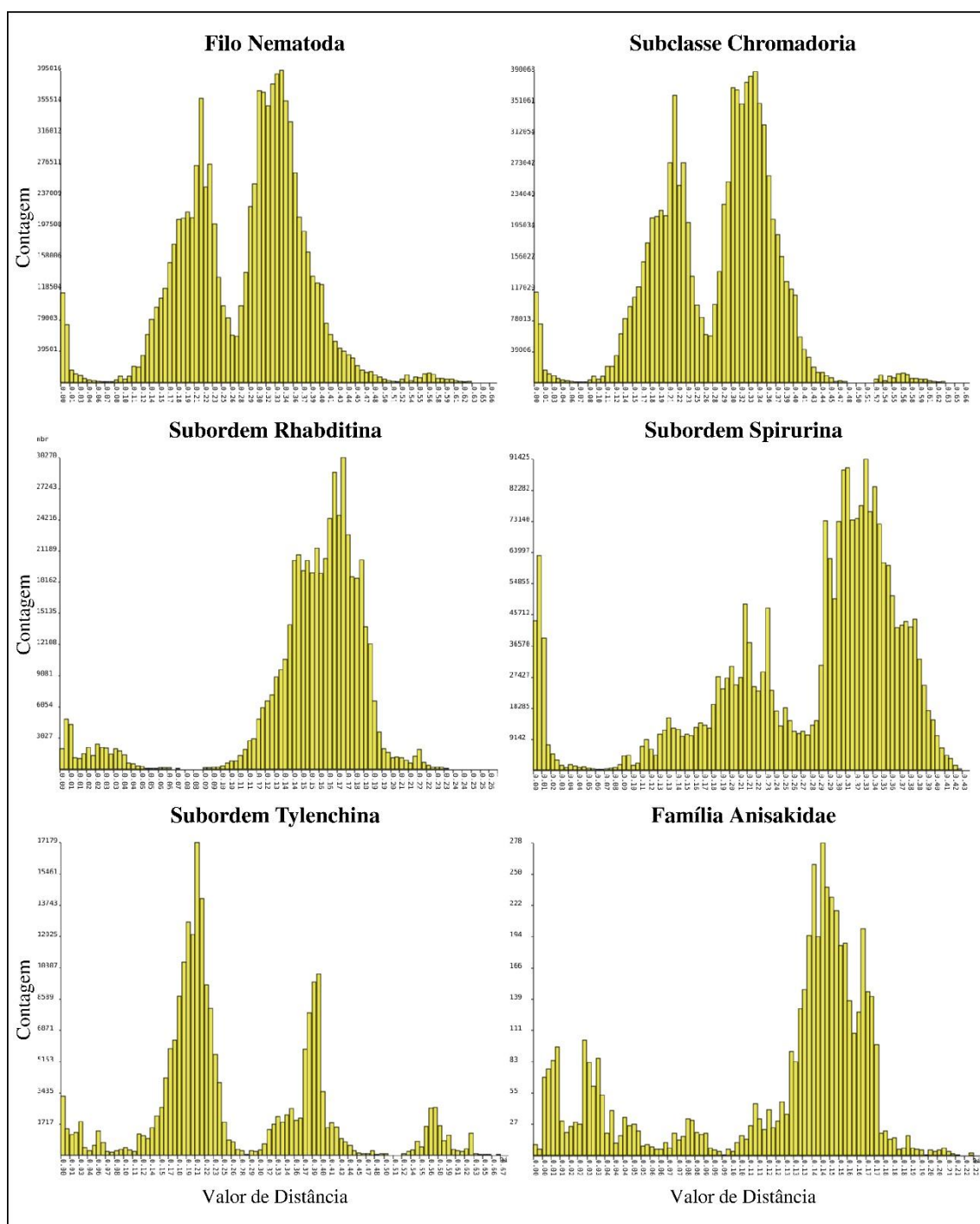


Figura 6A. Resultados do software *Automatic Barcode Gap Discovery* (ABGD) para os conjuntos de dados analisados em que se não se detectou *barcoding gap*. Nesta figura, estão representados o Filo Nematoda, a subclasse Chromadoria, as subordens Rhabditina, Spirurina e Tylenchina, e a família Anisakidae.

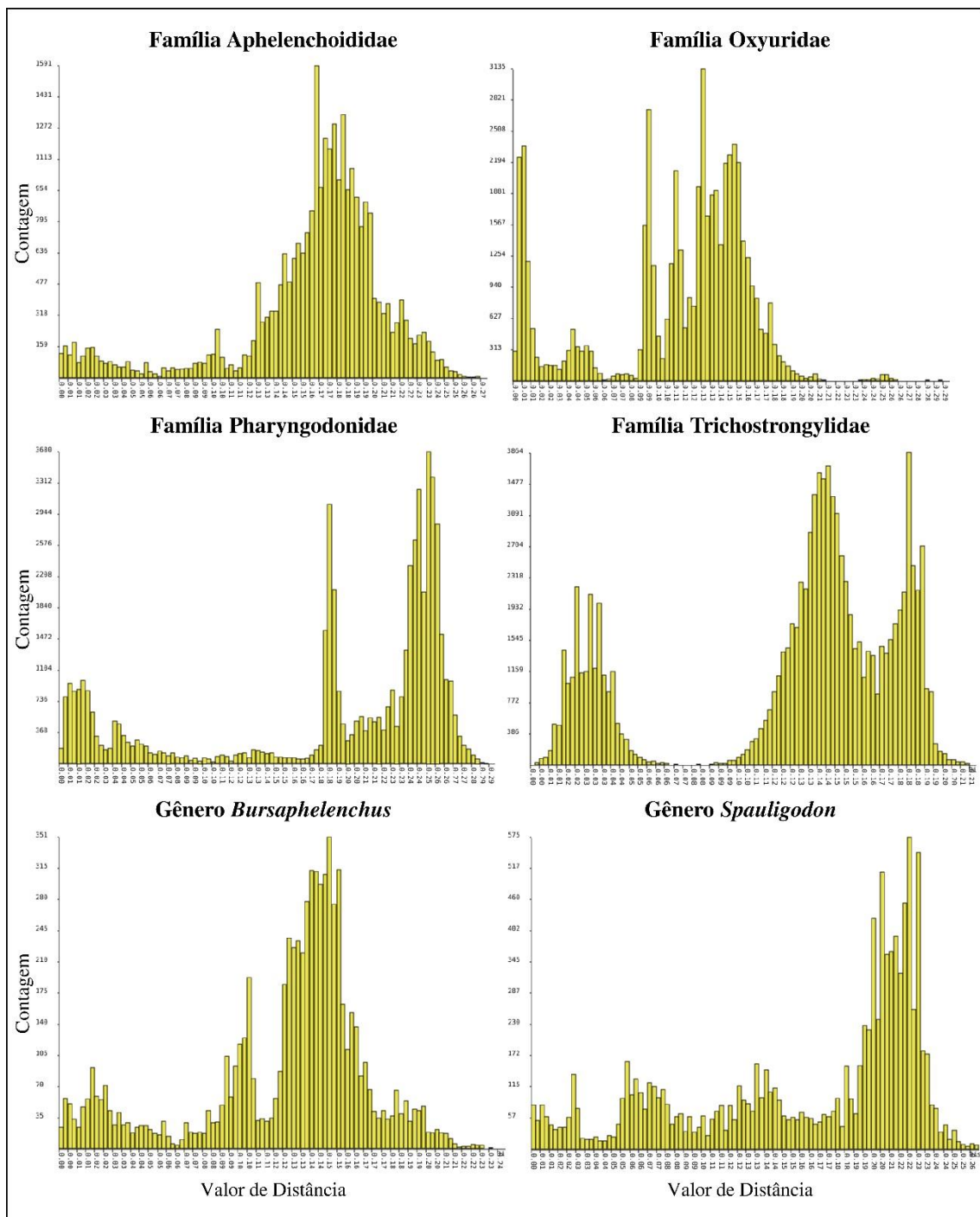


Figura 6B. Resultados do software *Automatic Barcode Gap Discovery* (ABGD) para os conjuntos de dados analisados em que se não se detectou *barcoding gap*. Nesta figura, estão representadas as famílias Aphelenchoidea, Oxyuridae, Pharyngodonidae e Trichostrongylidae, e os gêneros *Bursaphelenchus* e *Spauligodon*.

### 2.3.4. Sucesso de identificação

Participaram do teste de sucesso de identificação apenas espécies representadas por mais de uma sequência, abrangendo 246 das 516 espécies amostradas nesse estudo. O gráfico resultante dessa análise mostra que 190 das espécies consideradas (77,24%) estariam corretamente identificadas, pois estão acima da linha 1:1 de referência (Figura 7). Para essas espécies, as sequências conspecíficas amostradas são mais similares entre si do que à espécie vizinha mais próxima — sendo essa a premissa para a identificação de espécimes através do *DNA barcoding*.

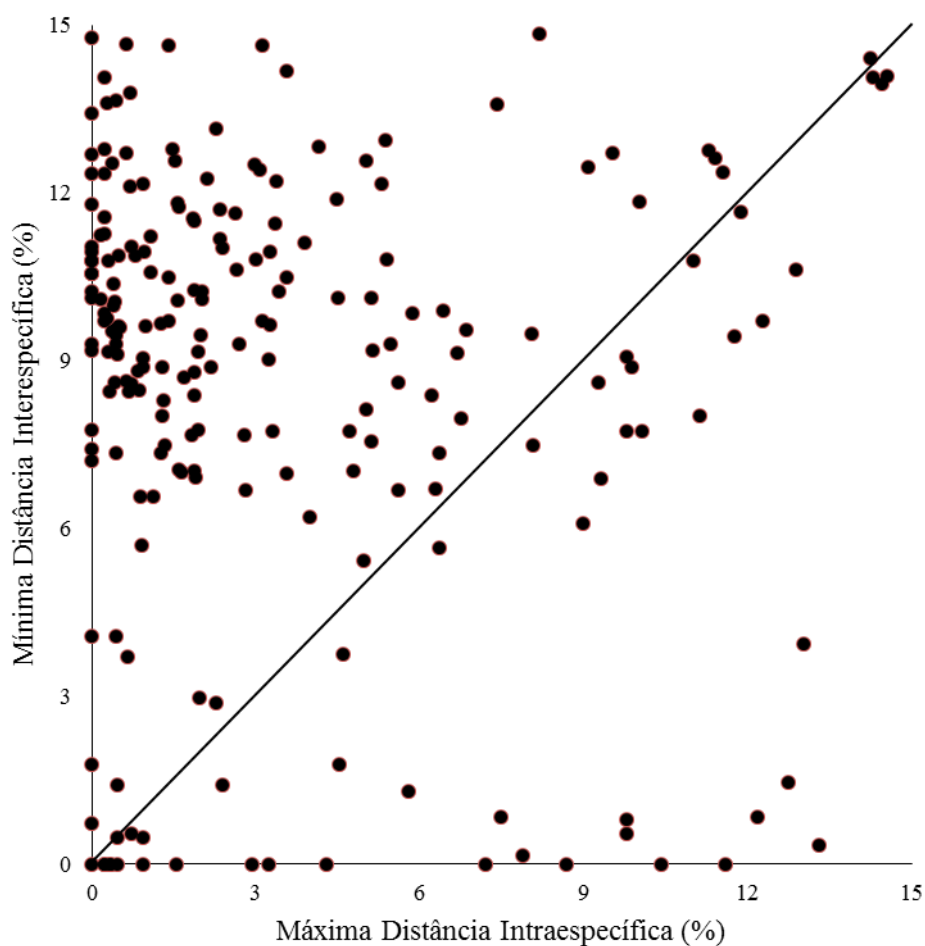


Figura 7. Comparação entre máxima distância intraespecífica e mínima distância interespecífica (distância à espécie-vizinha mais próxima) para 246 espécies de nematoides. Espécies acima da linha 1:1 de referência seriam corretamente identificadas. Pontos extremos não foram mostrados no gráfico para facilitar a visualização.

### 2.3.5. Estimativa do número de espécies

O ABGD gera uma grande quantidade de hipóteses quando utilizado para estimativa do número de espécies, e a escolha da hipótese mais confiável pode ser uma tarefa difícil (Kekkonen & Hebert, 2014). Interpretamos o resultado do ABGD tendo como base o valor  $P = 0,02$ , pois na maioria dos conjuntos de dados foi nesse ponto que obtivemos um número de grupos que se aproximasse ao número de espécies estipulado pelo *GenBank*. Quando havia divergência entre as partições inicial e recursiva, optamos pela inicial, uma vez que essa melhor representa o número de espécies previamente identificadas por taxonomistas (Puillandre *et al.*, 2011). Escolhemos parâmetros diferentes para Trichostrongylidae, pois a partição recursiva detectou um número de grupos mais próximo do esperado, e para *Spauligodon*, em que se optou por  $P=0,0096$  pois o ABGD agrupou todas as sequências em um só grupo no valor  $P$  padrão.

As partições produzidas pelo ABGD estão representadas na Tabela 3. Para Oxyuridae, Pharyngodonidae e Strongyloididae e *Strongyloides* o ABGD detectou o mesmo número de espécies que o estipulado pelo *GenBank*. O número de espécies detectado pelo ABGD foi menor que o esperado para os seguintes grupos: subordem Rhabditina e famílias Anisakidae e Trichostrongylidae. Para todos os demais grupos, a análise detectou um maior número de espécies que o reconhecido pelo *GenBank*.

Tabela 3. Resultado da análise de estimativa de número de espécies do software *Automatic Barcode Gap Discovery* (ABGD). Os valores assinalados (\*) são as hipóteses consideradas mais confiáveis de acordo com os parâmetros estabelecidos.

Táxon	Partição	Grupos detectados								
		P=0,0010	P=0,0021	P=0,0045	P=0,0096	P=0,0205	P=0,0437	P=0,0932	P= 0.1984	
<b>Filo</b>										
Nematoda	Inicial	1269	1269	645	627	*598	556		1	
	Recursiva	1269	1269	694	631	598	559		1	
<b>Subclasse</b>										
Chromadoria	Inicial	1234	1234	622	588	*568	528		2	1
	Recursiva	1234	1234	670	592	568	531		2	1
Dorylaimia	Inicial	34	34	34	34	*34	1			
	Recursiva	34	34	34	34	34	1			
<b>Subordem</b>										
Rhabditina	Inicial	449	449	357	186	*119	80		1	
	Recursiva	452	449	357	187	127	82		1	
Spirurina	Inicial	472	413	271	259	*251	211		1	
	Recursiva	472	415	298	260	251	214		1	
Tylenchina	Inicial	224	224	222	157	*154	136		2	1
	Recursiva	222	222	222	153	153	136		2	1
<b>Família</b>										
Anisakidae	Inicial	10	10	10	10	*10	1			
	Recursiva	18	18	18	14	11	1			
Aphelencooididae	Inicial	64	64	64	64	*64	1			
	Recursiva	80	80	72	70	64	1			
Metastrongylidae	Inicial	21	21	21	21	*21	21		21	1
	Recursiva	32	27	27	23	21	21		21	1
Onchocercidae	Inicial	65	65	65	65	*65	65		2	1
	Recursiva	69	69	67	65	65	65		2	1





## 2.4. DISCUSSÃO

Neste trabalho, utilizamos várias ferramentas para testar a aplicabilidade do *DNA barcoding* no Filo Nematoda. Através da análise das sequências do gene *cox1* de nematoides depositadas no *GenBank*, construímos um banco de sequências principal que foi avaliado em conjuntos distintos compreendendo categorias inferiores de classificação. Utilizando 4.283 sequências, não encontramos um limiar de distância genética universal para o Filo Nematoda. Nossos resultados mostram que a posição do *barcoding gap* na distribuição das distâncias genéticas diverge muito: pode ser tão baixa quanto 4% (*Anguillicola*) ou tão alta quanto 12% (*Strongyloides*). Essa variação mostra que há uma divergência intrínseca nas taxas de mutação do gene *cox1* de diferentes linhagens de Nematoda, possivelmente associada à diversidade de histórias de vida dos representantes desse filo. A discrepância nos valores de *barcoding gap* também explicaria a dificuldade na sua detecção em categorias taxonômicas superiores (filo, subclasse e subordem): por agruparem uma diversidade considerável de espécies, há uma sobreposição de distâncias genéticas que impossibilita a existência de um *barcoding gap*.

Ressaltamos que generalizações a respeito da existência de um *barcoding gap* para dois de nossos conjuntos de dados devem ser feitas com cuidado. Em primeiro lugar, apenas uma das sequências consideradas para Strongyloidea não pertence a *Strongyloides*. Logo, a lacuna presente na distribuição das distâncias dessa família está fortemente relacionada ao *barcoding gap* detectado para esse gênero. Em segundo lugar, a lacuna flanqueada por comparações atípicas no gráfico da subclasse Dorylaimia é provável fruto de um artefato da análise. Esse conjunto de dados possui 78 sequências atribuídas a 28 espécies, número considerado baixo frente à diversidade da subclasse em questão (De Ley *et al.*, 2006).

Nossos resultados mostram que a adoção da “regra das 10 vezes” (Hebert *et al.*, 2004), que gerou bons resultados para Filarioidea Chabaud & Anderson, 1959 (Ferri *et al.*, 2009), não gera resultados satisfatórios para o Filo Nematoda como um todo. Por exemplo, a distância intraespecífica média de *Strongyloides* é 3,59%, e um limiar de distância genética ao redor de 35% falharia em discriminar as espécies desse grupo, como mostram nossas análises. O limiar de 5% proposto por Derycke *et al.* (2010) para nematoides de vida livre, que gerou bons resultados para Armenteros *et al.* (2014), também não funcionaria para todas as linhagens dentro do filo. Nossos resultados

demonstram que, aparentemente, um limiar de distância genética deve ser definido para categorias taxonômicas inferiores, como família e gênero, embora isso não se confirme para todos os táxons analisados. Essas evidências mostram que é necessária cautela no uso de *DNA barcodes* para explorar a diversidade críptica de espécies em grupos pouco estudados.

A ausência de *barcoding gap* mostra apenas que não é possível definir um limiar universal que auxilie na descoberta de novas espécies, mas o *DNA barcoding* também pode ser usado para identificação de espécimes. No que diz respeito a análise de sucesso de identificação, 77,24% das espécies analisadas seriam corretamente identificadas se o gene *cox1* fosse empregado como código de barras molecular (ver Resultados; Figura 7). Em um cenário ideal, essa porcentagem ficaria mais próxima dos 100%, como mostram estudos que realizaram análises semelhantes para o mesmo marcador em outros grupos de metazoários (Blagoev *et al.*, 2009; Lv *et al.*, 2014; Pérez-Asso *et al.*, 2016; Zheng *et al.*, 2018). Também detectamos falhas na discriminação correta de espécies congêneras, indicando fortemente que espécimes com mesma identidade taxonômica foram atribuídos a espécies congêneras distintas, ou que essas espécies fazem parte de um complexo. Esses resultados mostram que há problemas de delimitação de espécies e/ou identificação de espécimes ou sequências, ao menos se considerarmos o gene *cox1* como única evidência para fazer essa afirmação. Mesmo com limitações, no entanto, a maioria das espécies analisadas seria corretamente identificada, o que mostra grande potencial no uso do gene *cox1* como *DNA barcode* de nematoides.

Durante o processo de curadoria para a montagem do banco de dados, encontramos problemas na identificação de sequências do *GenBank*, como já descrito para diversos grupos de organismos (Vilgalys, 2003; Valkiūnas *et al.*, 2008; Kvist, 2014; Stavrou *et al.*, 2018). Isso pode ocorrer devido a contaminação durante o processamento do DNA mas, principalmente, pela identificação incorreta de espécimes: em Nematoda, além da taxonomia ser inerentemente complexa, há um alto número de espécies crípticas, grande variação morfológica dentro da mesma espécie e ainda registros de eventos de especiação recentes (Ferri *et al.*, 2009; Palomares-Rius *et al.*, 2014; Khun *et al.*, 2015; Carneiro *et al.*, 2017; Lee *et al.*, 2017; Nyaku *et al.*, 2018). Problemas na delimitação de espécies e identificação de espécimes também explicariam os resultados obtidos para as outras análises: nos gráficos de distância, existe para alguns táxons variação interespecífica muito baixa e intraespecífica muito alta (Tabela 2); e, para a maioria dos

grupos analisados, o ABGD detectou um número de potenciais espécies diferente que o previsto (Tabela 3). No entanto, reconhecemos que essas incongruências devem ser analisadas caso a caso, e merecem discussões que vão além do escopo deste trabalho.

Apesar das limitações, o gene *coxI* demonstra potencial como código de barras molecular para nematoides, tanto para identificação de espécimes quanto para a descoberta de espécies — ao menos enquanto marcadores mais eficientes não forem descritos. Demonstramos que mais de 75% das espécies amostradas seriam corretamente identificadas usando o marcador em questão como *DNA barcode*. Também detectamos um limiar de distância genética de 12% para *Strongyloides*, o que pode ser um recurso atraente para a descrição de novas espécies desse gênero, que está relacionado a doenças em humanos e animais domésticos (Siddiqui & Berk, 2001; Thamsborg *et al.*, 2016). Além disso, observamos uma tendência ao *barcoding gap* em grupos de interesse médico, veterinário e econômico: a família Metastrongylidae abriga causadores de doenças pulmonares de suínos, que já foram documentadas como zoonoses (Calvopina *et al.*, 2016); pertencem à família Onchocercidae os agentes etiológicos de parasitoses humanas devastadoras, incluindo a elefantíase, a oncocercose, a loíase e outras filarioses (Chandy *et al.*, 2011; Antinori *et al.*, 2012); o gênero *Anguillicola* inclui espécies parasitas invasoras que estão dizimando populações de enguias ameaçadas, além de serem um problema na aquicultura de enguias de interesse comercial (Kirk, 2003).

O sucesso da estratégia de *DNA barcoding*, no entanto, requer a manutenção de um banco de dados de referência que obedeça a critérios taxonômicos rigorosos na hora da deposição de sequências, especialmente *vouchers*, conforme já discutido por Ekrem *et al.* (2007). Além disso, salientamos que toda decisão taxonômica tomada utilizando dados de *DNA barcoding* deve ser validada por outras evidências independentes, como já discutido por Frézal & Leblois (2008). O uso de marcadores adicionais, a exemplo das regiões ribossômicas já utilizadas, permitirá identificações através de *DNA barcoding* mais confiáveis. Por ora, o gene *coxI* pode ser um poderoso aliado na sistemática e taxonomia de nematoides, servindo para dar mais robustez a outras metodologias de identificação.

## REFERÊNCIAS

(Formatadas de acordo com as normas de submissão do periódico *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, disponíveis no link <https://onlinelibrary.wiley.com/page/journal/14390469/homepage/forauthors.html>)

Abebe, E., Mekete, A., & Thomas, W. K. (2011). A critique of current methods in nematode taxonomy. *African Journal of Biotechnology*, 10(3), 312–323.

Altschul, S. F., Gish, W., Miller, W., Myers, E. W., & Lipman, D. J. (1990). Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology*, 215(3), 403–410. [https://doi.org/10.1016/s0022-2836\(05\)80360-2](https://doi.org/10.1016/s0022-2836(05)80360-2)

Antinori, S., Schifanella, L., Million, M., Galimberti, L., Ferraris, L., Mandia, L., ... Corbellino, M. (2012). Imported *Loa loa* filariasis: three cases and a review of cases reported in non-endemic countries in the past 25 years. *International Journal of Infectious Diseases*, 16(9), e649–e662. <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2012.05.1023>

Armenteros, M., Rojas-Corzo, A., Ruiz-Abierno, A., Derycke, S., Backeljau, T., & Decraemer, W. (2014). Systematics and DNA barcoding of free-living marine nematodes with emphasis on tropical desmodorids using nuclear SSU rDNA and mitochondrial COI sequences. *Nematology*, 16(8), 979–989. <https://doi.org/10.1163/15685411-00002824>

Bhadury, P., Austen, M. C., Bilton, D. T., Lamshead, P. J. D., Rogers, A. D., & Smerdon, G. R. (2008). Evaluation of combined morphological and molecular techniques for marine nematode (*Terschellingia* spp.) identification. *Marine Biology*, 154(3), 509–518. <https://doi.org/10.1007/s00227-008-0945-8>

Blagoev, G., Hebert, P., Adamowicz, S., & Robinson, E. (2009). Prospects for using DNA barcoding to identify spiders in species-rich genera. *ZooKeys*, 16, 27–46. <https://doi.org/10.3897/zookeys.16.239>

Calvopina, M., Caballero, H., Korenaga, M., & Morita, T. (2016). Human Pulmonary Infection by the Zoonotic *Metastrongylus salmi* Nematode. The First Reported Case in the Americas. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 95(4), 871–873. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.16-0247>

Carneiro, R. M. D. G., Lima, F. S. de O., & Correia, V. R. (2017). Methods and Tools Currently Used for the Identification of Plant Parasitic Nematodes. In M. M. Shah & M.

Mahamood (Eds.), *Nematology - Concepts, Diagnosis and Control*. InTech. <https://doi.org/10.5772/intechopen.69403>

Chandy, A., Thakur, A. S., Singh, M. P., & Manigauha, A. (2011). A review of neglected tropical diseases: filariasis. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 4(7), 581–586. [https://doi.org/10.1016/s1995-7645\(11\)60150-8](https://doi.org/10.1016/s1995-7645(11)60150-8)

Cole, R., & Viney, M. (2018). The population genetics of parasitic nematodes of wild animals. *Parasites & Vectors*, 11(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-018-3137-5>

Collins, R. A., & Cruickshank, R. H. (2012). The seven deadly sins of DNA barcoding. *Molecular Ecology Resources*. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12046>

Davis, E. L. (2005). Nematodes. Sophisticated Parasites of Legumes. *Plant Physiology*, 137(4), 1182–1188. <https://doi.org/10.1104/pp.104.054973>

De Ley, P., & Blaxter, M. (2004). A new system for Nematoda: combining morphological characters with molecular trees, and translating clades into ranks and taxa. *Nematology Monographs & Perspectives*, 2, 633–653.

De Ley, P., De Ley, I. T., Morris, K., Abebe, E., Mundo-Ocampo, M., Yoder, M., ... Thomas, W. K. (2005). An integrated approach to fast and informative morphological vouchering of nematodes for applications in molecular barcoding. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 360(1462), 1945–1958. <https://doi.org/10.1098/rstb.2005.1726>

De Ley, P., Decraemer, W., & Abebe, E. (2006). Introduction: Summary of Present Knowledge and Research Addressing the Ecology and Taxonomy of Freshwater Nematodes. In: Abebe, E., Andrásy, I., & Traunspurger, W. (Eds.) *Freshwater nematodes: ecology and taxonomy*, pp. 3–30. CABI Publishing.

Derycke, S., Vanaverbeke, J., Rigaux, A., Backeljau, T., & Moens, T. (2010). Exploring the Use of Cytochrome Oxidase c Subunit 1 (COI) for DNA Barcoding of Free-Living Marine Nematodes. *PLoS ONE*, 5(10), e13716. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0013716>

Ekrem, T., Willassen, E., & Stur, E. (2007). A comprehensive DNA sequence library is essential for identification with DNA barcodes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 43(2), 530–542. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2006.11.021>

- Elsasser, S. C., Floyd, R., Hebert, P. D. N., & Schulte-Hostedde, A. I. (2009). Species identification of North American guinea worms (Nematoda:*Dracunculus*) with DNA barcoding. *Molecular Ecology Resources*, 9(3), 707–712. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2008.02393.x>
- Ferri, E., Barbuto, M., Bain, O., Galimberti, A., Uni, S., Guerrero, R. ... Casiraghi, M. (2009). Integrated taxonomy: traditional approach and DNA barcoding for the identification of filarioid worms and related parasites (Nematoda). *Frontiers in Zoology*, 6(1), 1. <https://doi.org/10.1186/1742-9994-6-1>
- Floyd, R., Abebe, E., Papert, A., & Blaxter, M. (2002). Molecular barcodes for soil nematode identification. *Molecular Ecology*, 11(4), 839–850. <https://doi.org/10.1046/j.1365-294x.2002.01485.x>
- Frézal, L., & Leblois, R. (2008). Four years of DNA barcoding: Current advances and prospects. *Infection, Genetics and Evolution*, 8(5), 727–736. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2008.05.005>
- Goater, T. M., Goater, C. P., & Esch, G. W. (2013). *Parasitism*. Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/cbo9781139047876>
- Hanner, R. (2009). *Data standards for BARCODE records in INSDC (BRIs)*. Disponible em [http://www.barcoding.si.edu/PDF/DWG\\_data\\_standards-Final.pdf](http://www.barcoding.si.edu/PDF/DWG_data_standards-Final.pdf).
- Hebert, P. D. N., Cywinska, A., Ball, S. L., & deWaard, J. R. (2003). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 270(1512), 313–321. <https://doi.org/10.1098/rspb.2002.2218>
- Hebert, P. D. N., Stoeckle, M. Y., Zemlak, T. S., & Francis, C. M. (2004). Identification of Birds through DNA Barcodes. *PLoS Biology*, 2(10), e312. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0020312>
- Jasmer, D. P., Govere, A., & Smant, G. (2003). Parasitic Nematode Interactions With Mammals and Plants. *Annual Review of Phytopathology*, 41(1), 245–270. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.41.052102.104023>
- Katoh, K., Rozewicki, J., & Yamada, K. D. (2017). MAFFT online service: multiple sequence alignment, interactive sequence choice and visualization. *Briefings in*

*Bioinformatics*. <https://doi.org/10.1093/bib/bbx108>

Kekkonen, M., & Hebert, P. D. N. (2014). DNA barcode-based delineation of putative species: efficient start for taxonomic workflows. *Molecular Ecology Resources*, 14(4), 706–715. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12233>

Khun, K., Decraemer, W., Couvreur, M., Karssen, G., Steel, H., & Bert, W. (2015). Deceptive morphological variation in *Hirschmanniella mucronata* (Nematoda: Pratylenchidae) and a polytomous key to the genus. *Nematology*, 17(4), 377–400. <https://doi.org/10.1163/15685411-00002867>

Kirk, R. S. (2003). The impact of *Anguillicola crassus* on European eels. *Fisheries Management and Ecology*, 10(6), 385–394. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2400.2003.00355.x>

Kvist, S. (2014). Does a global DNA barcoding gap exist in Annelida? *Mitochondrial DNA*, 1–12. <https://doi.org/10.3109/19401736.2014.984166>

Lambshhead, P. J. D. (2004). Marine nematode biodiversity. In: Z. X. Chen, S. Y. Chen & D. W. Dickson (Eds.), *Nematode morphology, physiology and ecology*, vol. 1, pp. 438–492. Tsinghua: Tsinghua University Press.

Larsen, B. B., Miller, E. C., Rhodes, M. K., & Wiens, J. J. (2017). Inordinate Fondness Multiplied and Redistributed: the Number of Species on Earth and the New Pie of Life. *The Quarterly Review of Biology*, 92(3), 229–265. <https://doi.org/10.1086/693564>

Larsson, A. (2014). AliView: a fast and lightweight alignment viewer and editor for large datasets. *Bioinformatics*, 30(22), 3276–3278. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btu531>

Lee, M. R., Canales-Aguirre, C. B., Nuñez, D., Pérez, K., Hernández, C. E., & Brante, A. (2017). The identification of sympatric cryptic free-living nematode species in the Antarctic intertidal. *PLoS One*, 12(10), e0186140. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0186140>

Lv, J., Wu, S., Zhang, Y., Chen, Y., Feng, C., Yuan, X. ... Lin, X. (2014). Assessment of four DNA fragments (COI, 16S rDNA, ITS2, 12S rDNA) for species identification of the Ixodida (Acari: Ixodida). *Parasites & Vectors*, 7(1), 93. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-93>



- Meyer, C. P., & Paulay, G. (2005). DNA Barcoding: Error Rates Based on Comprehensive Sampling. *PLoS Biology*, 3(12), e422. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0030422>
- Neher, D. A. (2010). Ecology of Plant and Free-Living Nematodes in Natural and Agricultural Soil. *Annual Review of Phytopathology*, 48(1), 371–394. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-073009-114439>
- Nyaku, S. T., Lutuf, H., & Cornelius, E. (2018). Morphometric Characterisation of Root-Knot Nematode Populations from Three Regions in Ghana. *The Plant Pathology Journal*, 34(6), 544–554. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.05.2018.0081>
- Ortiz, V., Phelan, S., & Mullins, E. (2016). A temporal assessment of nematode community structure and diversity in the rhizosphere of cisgenic *Phytophthora infestans*-resistant potatoes. *BMC Ecology*, 16(1). <https://doi.org/10.1186/s12898-016-0109-5>
- Overgaauw, P. A. M., & Nederland, V. (1997). Aspects of *Toxocara* Epidemiology: Toxocarosis in Dogs and Cats. *Critical Reviews in Microbiology*, 23(3), 233–251. <https://doi.org/10.3109/10408419709115138>
- Palomares-Rius, J. E., Cantalapiedra-Navarrete, C., & Castillo, P. (2014). Cryptic species in plant-parasitic nematodes. *Nematology*, 16(10), 1105–1118. <https://doi.org/10.1163/15685411-00002831>
- Pérez-Asso, A. R., Núñez-Aguila, R., & Genaro, J. A. (2016). Morphology and COI barcodes reveal four new species in the *lycieus* group of *Calisto* (Lepidoptera, Nymphalidae, Satyrinae). *Zootaxa*, 4170(3), 401. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4170.3.1>
- Powers, T. O., Neher, D. A., Mullin, P., Esquivel, A., Giblin-Davis, R. M., Kanzaki, N., ... Uribe-Lorio, L. (2009). Tropical nematode diversity: vertical stratification of nematode communities in a Costa Rican humid lowland rainforest. *Molecular Ecology*, 18(5), 985–996. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294x.2008.04075.x>
- Prosser, S. W. J., Velarde-Aguilar, M. G., León-Règagnon, V., & Hebert, P. D. N. (2013). Advancing nematode barcoding: A primer cocktail for the cytochrome c oxidase subunit I gene from vertebrate parasitic nematodes. *Molecular Ecology Resources*. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12082>

- Puillandre, N., Lambert, A., Brouillet, S., & Achaz, G. (2011). ABGD, Automatic Barcode Gap Discovery for primary species delimitation. *Molecular Ecology*, 21(8), 1864–1877. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294x.2011.05239.x>
- Scott, M. E. (2008). *Ascaris lumbricoides*: A Review of Its Epidemiology and Relationship to Other Infections. *Annales Nestlé (English Ed.)*, 66(1), 7–22. <https://doi.org/10.1159/000113305>
- Siddall, M. E., Kvist, S., Phillips, A., & Ocegüera-Figuero, A. (2012). DNA Barcoding of Parasitic Nematodes: Is it Kosher? *Journal of Parasitology*, 98(3), 692–694. <https://doi.org/10.1645/ge-2994.1>
- Siddiqui, A. A., & Berk, S. L. (2001). Diagnosis of *Strongyloides stercoralis* Infection. *Clinical Infectious Diseases*, 33(7), 1040–1047. <https://doi.org/10.1086/322707>
- Stavrou, A. A., Mixão, V., Boekhout, T., & Gabaldón, T. (2018). Misidentification of genome assemblies in public databases: The case of *Naumovozyma dairenensis* and proposal of a protocol to correct misidentifications. *Yeast*, 35(6), 425–429. <https://doi.org/10.1002/yea.3303>
- Sundberg, P., Kvist, S., & Strand, M. (2016). Evaluating the Utility of Single-Locus DNA Barcoding for the Identification of Ribbon Worms (Phylum Nemertea). *PLOS ONE*, 11(5), e0155541. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0155541>
- Swofford, D. L. 2003. PAUP\*. Phylogenetic Analysis Using Parsimony (\*and Other Methods). Version 4. Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts.
- Thamsborg, S. M., Ketzis, J., Horii, Y., & Matthews, J. B. (2016). *Strongyloides* spp. infections of veterinary importance. *Parasitology*, 144(3), 274–284. <https://doi.org/10.1017/s0031182016001116>
- Valkiūnas, G., Atkinson, C. T., Bensch, S., Sehgal, R. N. M., & Ricklefs, R. E. (2008). Parasite misidentifications in *GenBank*: how to minimize their number? *Trends in Parasitology*, 24(6), 247–248. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2008.03.004>
- Vilgalys, R. (2003). Taxonomic misidentification in public DNA databases. *New Phytologist*, 160(1), 4–5. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00894.x>

Zhang, Z.-Q. (2013). Animal biodiversity: An update of classification and diversity in 2013. In: Zhang, Z.-Q. (Ed.) *Animal Biodiversity: An Outline of Higher-level Classification and Survey of Taxonomic Richness (Addenda 2013)*. Zootaxa, 3703(1), 5. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3703.1.3>

Zheng, S., Li, Y., Yang, X., Chen, J., Hua, J., & Gao, Y. (2018). DNA barcoding identification of Pseudococcidae (Hemiptera: Coccoidea) using the mitochondrial COI gene. *Mitochondrial DNA Part B*, 3(1), 419–423. <https://doi.org/10.1080/23802359.2018.1457988>

## CAPÍTULO III

### CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho teve como objetivo investigar a utilização do gene *cox1* enquanto ferramenta para a identificação de espécimes e descoberta de espécies no filo Nematoda. Para isso, realizamos ampla amostragem de sequências depositadas no banco de dados *GenBank*. Após um processo rigoroso de curadoria, obtivemos 4.283 sequências de *cox1* representando 516 espécies e 196 gêneros de nematoides. Através de cálculos de distância genética em conjuntos de dados compilados para representar diferentes níveis taxonômicos, buscamos por uma lacuna na distribuição de frequência das distâncias (*barcoding gap*) que permitisse a definição de um limiar de distância genético.

Não encontramos um *barcoding gap* global para o filo Nematoda. Isso está relacionado à grande diversidade de espécies que esse grupo apresenta, o que gera valores de distâncias genéticas com uma grande amplitude e resulta na sobreposição desses valores no gráfico de distribuição. Esse resultado também se aplica a outros grupos analisados neste trabalho, incluindo a subclasse Chromadoria, as subordens Rhabditina, Spirurina e Tylenchina, as famílias Anisakidae, Aphelenchoididae, Oxyuridae, Pharyngodonidae e Trichostrongylidae e os gêneros *Bursaphelenchus* e *Spauligodon*.

No outro extremo, nossos dados mostraram a existência de um *barcoding gap* em dois grupos analisados: Gênero *Strongyloides* e Família Strongyloididae. A lacuna encontrada ao redor dos 12% no gráfico de distâncias genéticas para o gênero *Strongyloides* pode, portanto, ser explorada como uma ferramenta para descobertas de novas espécies desse gênero, que está associado a doenças em humanos e animais domésticos (Siddiqui & Berk, 2001; Thamsborg *et al.*, 2016). Entretanto, generalizações dos resultados obtidos para a família Strongyloididae devem ser feitas com cautela, pois somente uma sequência desse conjunto de dados não pertence ao gênero *Strongyloides*. Assim, o *gap* encontrado para a família representa, na verdade, o *gap* do gênero.

A subclasse Dorylaimia, as famílias Metastrongylidae e Onchocercidae e os gêneros *Angiostrongylus*, *Anguillicola*, *Plectus* e *Trypanoxyuris* apresentaram uma forte tendência a *barcoding gap*, porém houve sobreposição de alguns valores intra e interespecíficos. Essa sobreposição ocorre, provavelmente, por conta da identificação incorreta de sequências em bancos de dados e de problemas na delimitação de espécies, o que acaba dificultando a interpretação dos gráficos obtidos. Portanto, é provável que a correta identificação das entradas

do *GenBank* evidenciaria um *barcoding gap* verdadeiro. Por esse motivo, o marcador *cox1* deve ser melhor explorado para esses grupos, de forma que seja mais utilizado como código de barras molecular. Destacamos que no caso específico da subclasse *Dorylaimia*, em que observamos uma tendência a um *barcoding gap*, deve-se ter cuidado com as conclusões retiradas dos resultados, uma vez que a amostra não é verdadeiramente representativa da diversidade conhecida para o grupo. Assim, a tendência ao *barcoding gap* de *Dorylaimia* é, na verdade, um artefato do método.

O problema na identificação das entradas do *GenBank* e na delimitação de espécies do filo também é evidenciado pela estimativa do número de espécies realizada com auxílio do *Automatic Barcode Gap Discovery*. Nossos resultados mostram que o número de espécies estimadas para a maioria dos conjuntos de dados é diferente do número informado pelo *GenBank*. Isso mostra que existe uma diversidade críptica a ser descrita entre as espécies já conhecidas, ou ao menos que as distâncias genéticas atípicas observadas devem ser investigadas mais a fundo, analisado caso a caso.

Além do *DNA barcoding* poder ser utilizado como uma ferramenta para descoberta de novas espécies, é possível também utilizá-lo como uma forma de identificar espécimes. Para isso, é necessário que haja um banco de referências com sequências corretamente identificadas para ser feita uma comparação com a sequência do espécime em questão, tópico já discutido amplamente na literatura (por exemplo, Ekrem *et al.*, 2007; Frézal & Leblois, 2008). Essa é uma ferramenta interessante para estudos com nematoides, já que torna possível a identificação de indivíduos em diferentes estágios de vida apenas com um curto fragmento de DNA mitocondrial.

Nossos dados demonstraram que, para o Filo Nematoda, 77,24% das espécies seriam corretamente atribuídas à espécie correta. Embora esse número seja considerado satisfatório, um mais rigor no depósito de sequências do *GenBank* provavelmente aumentaria a porcentagem de sucesso.

Apesar de não ter sido encontrado um *barcoding gap* global para o filo Nematoda, tampouco para a maioria dos grupos aqui analisados, o gene *cox1* mostrou alto sucesso na identificação de espécimes. Além disso, o uso de sequências provenientes de espécimes que passaram por um rigoroso processo de identificação pode revelar, de forma mais segura, uma diversidade críptica a ser descrita. Enquanto ferramenta taxonômica, o gene *cox1* pode ser utilizado como *DNA barcode* em conjunto a outras metodologias (como a tradicional morfologia) para desvendar a diversidade de um filo de invertebrados de tão grande importância.

**REFERÊNCIAS**

(Formatadas de acordo com as normas de submissão do periódico *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, disponíveis no link <https://onlinelibrary.wiley.com/page/journal/14390469/homepage/forauthors.html>)

Ekrem, T., Willassen, E., & Stur, E. (2007). A comprehensive DNA sequence library is essential for identification with DNA barcodes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 43(2), 530–542. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2006.11.021>

Frézal, L., & Leblois, R. (2008). Four years of DNA barcoding: current advances and prospects. *Infection, Genetics and Evolution*, 8(5), 727-736. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2008.05.005>

Siddiqui, A. A., & Berk, S. L. (2001). Diagnosis of *Strongyloides stercoralis* Infection. *Clinical Infectious Diseases*, 33(7), 1040–1047. <https://doi.org/10.1086/322707>

Thamsborg, S. M., Ketzis, J., Horii, Y., & Matthews, J. B. (2016). *Strongyloides* spp. infections of veterinary importance. *Parasitology*, 144(3), 274–284. <https://doi.org/10.1017/s0031182016001116>

## **ANEXO I**

Espécies amostradas no GenBank,  
classificadas de acordo com De Ley & Blaxter (2002)

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamlia	Famlia	Espcie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Acanthocheilonema delicata</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Acanthocheilonema reconditum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Acanthocheilonema spirocauda</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Acanthocheilonema viteae</i>	3
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Cephalobomorpha	Cephaloidea	Cephalobidae	<i>Acrobeles complexus</i>	1
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Acrostichus floridensis</i>	1
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Acrostichus halicti</i>	23
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Acrostichus puri</i>	27
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	1
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Aelurostrongylus falciformis</i>	2
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Molineidae	<i>Amphibiophilus mooiensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma caninum</i>	3
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma ceylanicum</i>	3
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma duodenale</i>	2
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	1
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Angiostomatidae	<i>Angiostoma margaretae</i>	1
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Angiostrongylus cantonensis</i>	9
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Angiostrongylus chabaudi</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Angiostrongylus costaricensis</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Angiostrongylus malaysiensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Angiostrongylus vasorum</i>	144
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Anguillicolidae	<i>Anguillicola australiensis</i>	15
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Anguillicolidae	<i>Anguillicola crassus</i>	527
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Anguillicolidae	<i>Anguillicola globiceps</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Anguillicolidae	<i>Anguillicola novaezealandiae</i>	11
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Anguillicolidae	<i>Anguillicola papernai</i>	38
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Anguinidae	<i>Anguina agrostis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Anisakis brevispiculata</i>	14
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Anisakis paggiae</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Anisakis pegreffii</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Anisakis simplex</i>	32
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Anisakis typica</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Anisakis ziphidarum</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Aphelenchoides besseyi</i>	26
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Aphelenchoides fragariae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Aphelenchoides fujianensis</i>	14
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Aphelenchoides paradalianensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Aphelenchoides ritzemabosi</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Aphelenchoides xylocopae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Ascaridiidae	<i>Ascaridia columbae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Ascaridiidae	<i>Ascaridia galli</i>	10
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Ascaris lumbricoides</i>	16
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Ascaris ovis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Ascaris suum</i>	12



Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superf�milia	F�milia	Esp�cie	N� Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Heteroxyematidae	<i>Aspicularis tetraptera</i>	8
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Aspidoderidae	<i>Aspidodera raillieti</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Aspidoderidae	<i>Aspidodera scoleciformis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Aspidoderidae	<i>Aspidodera sogandaresi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Subuluroidea	Subuluridae	<i>Aulonocephalus pennula</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Auastrostrongylus victoriensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Baylisascaris ailuri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Baylisascaris columnaris</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Baylisascaris devosi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Baylisascaris procyonis</i>	10
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Baylisascaris schroederi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Baylisascaris transfuga</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Binema korsakowi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Thelastomatoidea	Travassosinematidae	<i>Bradynema listronoti</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Brugia malayi</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Brugia pahangi</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Brugia timori</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Bunostomum phlebotomum</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Bunostomum trigonocephalum</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus abietinus</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus africanus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus anatolius</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus arthuroides</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus borealis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus braaschae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus conicaudatus</i>	29
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus corneolus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus debrae</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus doui</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus eggersi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus fraudulentus</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus fungivorus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus gerberae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus hellenicus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus hofmanni</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus hylobianum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus kevinci</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus luxuriosae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus mucronatus</i>	16
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus paraburgeri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus paracoraeolus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus paraluxuriosae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus paraparvispicularis</i>	1

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamília	Família	Espécie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus platzeri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus poligraphi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus populi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus rufipennis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus seani</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus sexdentati</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus tusciae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Bursaphelenchus xylophilus</i>	34
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis afra</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis angaria</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis breneri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis briggsae</i>	47
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis castelli</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis doughertyi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis elegans</i>	21
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis macrosperma</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis nigoni</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis nouraguensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis plicata</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis remanei</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis sinica</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis tropicalis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis virilis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Caenorhabditis wallacei</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Camallanoidea	Camallanidae	<i>Camallanus cotti</i>	75
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Camallanoidea	Camallanidae	<i>Camallanus kaapstaadi</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Capillariidae	<i>Capillaria aerophila</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria bulboidea</i>	8
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria crassa</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria japonica</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria longa</i>	8
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria minuta</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria multicauda</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria roussilhoni</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria rugosicauda</i>	5
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria shohoi</i>	5
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Cercopithifilaria tumidicervicata</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Chabertiidae	<i>Chabertia erschowi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Chabertiidae	<i>Chabertia ovina</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Chandlerella quisquali</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Thelastomatoidea	Travassosinematidae	<i>Chitwoodiella ovofilamenta</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Contraecaecum muraenesoxi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Contraecaecum ogmorhini</i>	3

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamília	Família	Espécie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Contraecium osculatum</i>	20
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Contraecium rudolphii</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Cooperia oncophora</i>	32
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Cosmoceroidea	Cosmocercidae	<i>Cosmocerca japonica</i>	14
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Cosmoceroidea	Cosmocercidae	<i>Cosmocercoides pulcher</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Crenosoma striatum</i>	45
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Seuratoidea	Cucullanidae	<i>Cucullanus robustus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Syngamidae	<i>Cyathostoma bronchialis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Cyathostomum catinatum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Cyathostomum pateratum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Cylicocyclus insignis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Cylicocyclus nassatus</i>	23
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Spiruroidea	Spirocercidae	<i>Cylicospirura felineus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Spiruroidea	Spirocercidae	<i>Cylicospirura petrowi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Spiruroidea	Spirocercidae	<i>Cylicospirura subaequalis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Cylicostephanus goldi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Cylicostephanus minutus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Sphaerulariidae	<i>Deladenus laticis</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Sphaerulariidae	<i>Deladenus nitobei</i>	13
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Sphaerulariidae	<i>Deladenus proximus</i>	48
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Sphaerulariidae	<i>Deladenus siricidicola</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Devibursaphelenchus eproctatus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Cromadorida	Chromadorina		Chromadoroidea	Chromadoridae	<i>Dichromadora geophila</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Dictyocaulus capreolus</i>	14
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Dictyocaulus cervi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Dictyocaulus eckerti</i>	52
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Dictyocaulus viviparus</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Aproctoidea	Desmidiocercidae	<i>Diomedinema diomedea</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Dipetalonema evansi</i>	18
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Dipetalonema gracile</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Diplogasteroides andrassyi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Diplogastrellus metamasius</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Monhysterina		Monhysterioidea	Monhysteridae	<i>Diplolaimella dievengatensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Monhysterina		Monhysterioidea	Monhysteridae	<i>Diplolaimelloides oschei</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Dirofilaria immitis</i>	24
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Dirofilaria repens</i>	18
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Dirofilaria ursi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Anguinidae	<i>Ditylenchus dipsaci</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Anguinidae	<i>Ditylenchus gigas</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Anguinidae	<i>Ditylenchus laurae</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Anguinidae	<i>Ditylenchus oncogenus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Dracunculidae	<i>Dracunculus insignis</i>	59
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Dracunculidae	<i>Dracunculus lutrae</i>	23

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superf�milia	F�milia	Esp�cie	N� Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Dracunculidae	<i>Dracunculus medinensis</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Ektaphelenchus obtusus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Enterobius anthropopitheci</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Enterobius macaci</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Enterobius vermicularis</i>	23
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Eulimdana clava</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Neotylenchidae	<i>Fergusobia camaldulensae</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Neotylenchidae	<i>Fergusobia leptospermum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Ficophagus centerae</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Ficophagus fleckeri</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Filariidae	<i>Filaria martis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Foleyella candezei</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Foleyella furcata</i>	12
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Heteroderidae	<i>Globodera ellingtonae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Gnathostomatomorpha	Gnathostomatoidea	Gnathostomatidae	<i>Gnathostoma doloresi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Gnathostomatomorpha	Gnathostomatoidea	Gnathostomatidae	<i>Gnathostoma nipponicum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Gnathostomatomorpha	Gnathostomatoidea	Gnathostomatidae	<i>Gnathostoma spinigerum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Spiruroidea	Gongylonematidae	<i>Gongylonema neoplasticum</i>	24
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Spiruroidea	Gongylonematidae	<i>Gongylonema nepalensis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Spiruroidea	Gongylonematidae	<i>Gongylonema pulchrum</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Criconematoidea	Tylenchulidae	<i>Gracilacus wuae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Thelastomatoidea	Thelastomatidae	<i>Gryllophila basiri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Habronematoidea	Habronematidae	<i>Habronema majus</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Habronematoidea	Habronematidae	<i>Habronema microstoma</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Habronematoidea	Habronematidae	<i>Habronema muscae</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Haemonchus contortus</i>	76
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Haemonchus longistipes</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Haemonchus placei</i>	15
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Monhysterina		Monhysteroidea	Monhysteridae	<i>Halomonhystera continentalis</i>	10
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Monhysterina		Monhysteroidea	Monhysteridae	<i>Halomonhystera disjuncta</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Monhysterina		Monhysteroidea	Monhysteridae	<i>Halomonhystera halophila</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Physalopteroidea	Physalopteridae	<i>Heliconema longissimum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Hoplolaimidae	<i>Helicotylenchus canadensis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Hoplolaimidae	<i>Helicotylenchus digonicus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Hoplolaimidae	<i>Helicotylenchus oleae</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Heligmosomoides americanus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Heligmosomoides glareoli</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Heligmosomoides neopolygyrus</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Heligmosomoides polygyrus</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Heterakis beramporia</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Heterakis gallinarum</i>	23
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Heterakis isolonche</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Heteroderidae	<i>Heterodera cardiolata</i>	2

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamlia	Famlia	Espcie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Heteroderidae	<i>Heterodera glycines</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Heterorhabditidae	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Heterorhabditidae	<i>Heterorhabditis baujardi</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Heterorhabditidae	<i>Heterorhabditis indica</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Heterorhabditidae	<i>Heterorhabditis megidis</i>	2
Chromadorea	Dorylaimia	Mermithida	Mermithina		Mermithoidea	Mermithidae	<i>Hexameris agrotis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Allantonematidae	<i>Howardula aaronymphium</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Hypodontus macropi</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Raphidascarididae	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Rhabdochonidae	<i>Ichthyobronema hamulatum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Thelastomatoidea	Travassosinematidae	<i>Isobinema flagellocerca</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Koerneria sudhausi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Laimaphelenchus belgradiensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Laimaphelenchus heidelbergi</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Laimaphelenchus preissii</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Laimaphelenchus suberensis</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Aspidoderidae	<i>Lauroia trinidadensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Litomosa chiropterorum</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Litomosa westi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Litomosoides brasiliensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Litomosoides galizai</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Litomosoides hamletti</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Litomosoides sigmodontis</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Litomosoides yutajensis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Loa loa</i>	2
Chromadorea	Dorylaimia	Dorylaimida	Dorylaimina		Dorylaimoidea	Longidoridae	<i>Longidorus vineacola</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Loxodontofilaria caprini</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Macropicola ocydromi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Madathamugadia hiepei</i>	11
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Mammomonogamus auris</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Mammomonogamus ierei</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Mammomonogamus laryngeus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Mansonella atelensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Mansonella dunni</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Mansonella ozzardi</i>	11
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Mansonella perforata</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Mansonella perstans</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Marshallagia marshalli</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Marshallagia mongolica</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Martininema baculum</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Mecistocirrus digitatus</i>	13
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne arenaria</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne chitwoodi</i>	1

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamlia	Famlia	Espcie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne enterolobii</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne graminicola</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne hapla</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne incognita</i>	5
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne javanica</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Meloidogynidae	<i>Meloidogyne naasi</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Metastrongylus pudendotectus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Metastrongylus salmi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Meteterakis amamiensis</i>	10
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Meteterakis formosensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Meteterakis ishikawanae</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Meteterakis japonica</i>	10
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Meteterakis occidentalis</i>	39
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky buetschlii</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky calligraphi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky hylurginophila</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky inedia</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky japonica</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky masseyi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky palliati</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Micoletzky sexdentati</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Thelastomatoidea	Travassosinematidae	<i>Mirzaiella asiatica</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Monhysterina		Monhysteroidea	Monhysteridae	<i>Monhystrella parvella</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Desmodorida	Desmodorina		Microlaimoidea	Monoposthiidae	<i>Monoposthia costata</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Desmodorida	Desmodorina		Microlaimoidea	Monoposthiidae	<i>Monoposthia mirabilis</i>	8
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Necator americanus</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Molineidae	<i>Nematodirus oiratianus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Molineidae	<i>Nematodirus spathiger</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Aspidoderidae	<i>Nematomystes rodentiphilus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Aspidoderidae	<i>Nematomystes scapteromi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Chromadorida	Chromadorina		Chromadoroidea	Chromadoridae	<i>Neochromadora poecilosomoides</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Nippostrongylus brasiliensis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Oesophagostomum aculeatum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Oesophagostomum asperum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Oesophagostomum bifurcum</i>	14
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Oesophagostomum columbianum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Oesophagostomum dentatum</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Oesophagostomum quadrispinulatum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Cloacinidae	<i>Oesophagostomum stephanostomum</i>	17
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca armillata</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca boehmi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca cervipedis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca dewittei</i>	10



Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamlia	Famlia	Espcie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca eberhardi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca flexuosa</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca gibsoni</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca gutturosa</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca lienalis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca lupi</i>	19
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca ochengi</i>	5
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca skrjabini</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca suzukii</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca takaokai</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Onchocerca volvulus</i>	5
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Ortleppascaris sinensis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Oscheius tipulae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Ostertagia ostertagi</i>	34
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Molineidae	<i>Oswaldocruzia chambrieri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Oxyuris equi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Panagrolaimoidea	Panagrolaimidae	<i>Panagrellus redivivus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Panagrolaimoidea	Panagrolaimidae	<i>Panagrolaimus paetzoldi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Parafilaroides decorus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Parafilaroides gymnurus</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Parafilaroides normani</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Dorylaimida	Dorylaimina		Dorylaimoidea	Longidoridae	<i>Paralongidorus litoralis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Parapharyngodon cubensis</i>	178
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Parapharyngodon echinatus</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Parapristionchus giblindavisi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Parascaris equorum</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Parascaris univalens</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Aspidoderidae	<i>Paraspidodera uncinata</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Parastrongyloides trichosuri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Parelaphostrongylus andersoni</i>	22
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Parelaphostrongylus odocoilei</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Parelaphostrongylus tenuis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Passalurus ambiguus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Phasmarhabditis hermaphrodita</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Philometridae	<i>Philometroides sanguineus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Physalopteroidea	Physalopteridae	<i>Physaloptera mirandai</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Piratuba scaffii</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Plectida			Plectoidea	Plectidae	<i>Plectus acuminatus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Plectida			Plectoidea	Plectidae	<i>Plectus aquatilis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Plectida			Plectoidea	Plectidae	<i>Plectus frigophilus</i>	73
Chromadorea	Chromadoria	Plectida			Plectoidea	Plectidae	<i>Plectus murrayi</i>	208
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Poikilolaimus regenfussi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Poteriostomum imparidentatum</i>	1

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamlia	Famlia	Espcie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Pratylenchidae	<i>Pratylenchus vulnus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Pratylenchidae	<i>Pratylenchus zeae</i>	23
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Neodiplogasteridae	<i>Pristionchus bucculentus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Neodiplogasteridae	<i>Pristionchus maupasi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Neodiplogasteridae	<i>Pristionchus pacificus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Camallanoidea	Camallanidae	<i>Procamallanus spiculogubernaculus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Physalopteroidea	Physalopteridae	<i>Proleptus obtusus</i>	14
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Protostrongylus rufescens</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Pseudanisakis argentinensis</i>	9
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Pseudoterranova bulbosa</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Pseudoterranova cattani</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Pseudoterranova decipiens</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Anisakidae	<i>Pseudoterranova krabbei</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Rictularioidea	Rictulariidae	<i>Pterygodermatites jagerskioldi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Rictularioidea	Rictulariidae	<i>Pterygodermatites zygodontomis</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Heteroderidae	<i>Punctodera chalcoensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Pratylenchidae	<i>Radopholus similis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Raphidascarididae	<i>Raphidascaris trichiuri</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Rauschtineria eutamii</i>	83
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Rhabdias africanus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Rhabdias engelbrechti</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Rhabdias lamothei</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Rhabdias okuensis</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Rhabdias picardiae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Rhabdias tarichae</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Rhabditoides inermis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Rhabdochonidae	<i>Rhabdochona lichtenfelsi</i>	21
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Rhabdochonidae	<i>Rhabdochona mexicana</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Rhigonematomorpha	Rhigonematoidea	Rhigonematidae	<i>Rhigonema thysanophora</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Dorylaimida	Dorylaimina		Dorylaimoidea	Pararhysocolpidae	<i>Rhysocolpus paradoxus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Robustodorus arachidis</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Mermithida	Mermithina		Mermithoidea	Mermithidae	<i>Romanomermis culicivorax</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Mermithida	Mermithina		Mermithoidea	Mermithidae	<i>Romanomermis nielsenii</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Tylenchoidea	Hoplolaimidae	<i>Rotylenchus uniformis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Rhigonematomorpha	Rhigonematoidea	Rhigonematidae	<i>Ruizia karukerae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Rumenfilaria andersoni</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Schistonchus caprifici</i>	45
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Schistonchus guangzhouensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Schistonchus hirtus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Schistonchus microcarpus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Cephalobomorpha	Cephaloboidea	Cephalobidae	<i>Scottinema lindsayae</i>	64
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Serpentirhabdias atroxii</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Serpentirhabdias fuscovenosa</i>	2



Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamília	Família	Espécie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Serpentirhabdias moi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Rhabdiasidae	<i>Serpentirhabdias viperidicus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Setariidae	<i>Setaria cervi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Setariidae	<i>Setaria digitata</i>	8
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Setariidae	<i>Setaria equina</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Setariidae	<i>Setaria labiatopapillosa</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Setariidae	<i>Setaria tundra</i>	29
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Aphelenchoidea	Aphelenchoididae	<i>Sheraphelenchus entomophagus</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina		Dracunculoidea	Skrjabilanidae	<i>Skrjabilanus tincae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon aloisei</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon anolis</i>	55
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon atlanticus</i>	48
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon auziensis</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon cabreriae</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon carbonelli</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon extenuatus</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon lacertae</i>	3
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon nicolauensis</i>	8
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon occidentalis</i>	14
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Spauligodon saxicolae</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Thelaziidae	<i>Spirocerca lupi</i>	18
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Thelaziidae	<i>Spirocerca vulpis</i>	8
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema abbasi</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema affine</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema anatoliense</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema apuliae</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema arenarium</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema bicornutum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema carpocapsae</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema ceratophorum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema cubanum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema diaprepesi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema feltiae</i>	5
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema glaseri</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema hermaphroditum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema intermedium</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema kariii</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema kraussei</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema kushidai</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema litorale</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema longicaudum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema monticolum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema oregonense</i>	1

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamlia	Famlia	Espcie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema puertoricense</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema rarum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema riobrave</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema sangi</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema scapterisci</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema siamkayai</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema silvaticum</i>	4
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Steinernematidae	<i>Steinernema surkhetense</i>	4
Chromadorea	Dorylaimia	Mermithida	Mermithina		Mermithoidea	Mermithidae	<i>Strelkovimermis spiculatus</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides fueelleborni</i>	26
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides mirzai</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides papillosus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides planiceps</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides ratti</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides stercoralis</i>	114
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Panagrolaimomorpha	Strongyloidoidea	Strongyloididae	<i>Strongyloides venezuelensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Heterakoidea	Heterakidae	<i>Strongyluris similis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Strongylus equinus</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Strongylus vulgaris</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Diplogasteromorpha	Diplogasteroidea	Diplogasteridae	<i>Sudhausia floridensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Syngamidae	<i>Syngamus trachea</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Acuarioida	Acuariidae	<i>Synhimantus laticeps</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia agraria</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia emileromani</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia frederici</i>	9
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia montana</i>	5
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia muris</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia obvelata</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia ohtaorum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Syphacia stroma</i>	6
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Teladorsagia circumcincta</i>	2
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Rhabditoidea	Rhabditidae	<i>Teratorhabditis synpapillata</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Linhomoeina		Siphonolaimoidea	Linhomoeidae	<i>Terschellingia longicaudata</i>	3
Chromadorea	Dorylaimia	Mermithida	Mermithina		Mermithoidea	Mermithidae	<i>Thaumamermis cosgrovei</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Mermithida	Mermithina		Mermithoidea	Mermithidae	<i>Thaumamermis zealandica</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Thelandros scleratus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Pharyngodonidae	<i>Thelandros tinerfensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Thelastomatoidea	Thelastomatidae	<i>Thelastoma icemi</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Thelaziidae	<i>Thelazia callipaeda</i>	28
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Thelaziidae	<i>Thelazia gulosa</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Thelazioidea	Thelaziidae	<i>Thelazia lacrymalis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Tylenchina	Tylenchomorpha	Sphaerularioidea	Allantonematidae	<i>Thripinema fuscum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Ascarididae	<i>Toxascaris leonina</i>	1

Classe	Subclasse	Ordem	Subordem	Infraordem	Superfamília	Família	Espécie	Nº Seq.
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Toxocaridae	<i>Toxocara canis</i>	7
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Toxocaridae	<i>Toxocara cati</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Toxocaridae	<i>Toxocara malaysiensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Ascaridomorpha	Ascaridoidea	Toxocaridae	<i>Toxocara vitulorum</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Travassostrongylus calis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Travassostrongylus orloffi</i>	2
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella britovi</i>	6
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella murrelli</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella nativa</i>	6
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella nelsoni</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella papuae</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella patagoniensis</i>	2
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella pseudospiralis</i>	4
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella spiralis</i>	5
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichinellidae	<i>Trichinella zimbabwensis</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus axei</i>	169
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Monhysterida	Monhysterina		Sphaerolaimoidea	Xyalidae	<i>Trichostrongylus mirabilis</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichuridae	<i>Trichuris discolor</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichuridae	<i>Trichuris muris</i>	1
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichuridae	<i>Trichuris ovis</i>	5
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichuridae	<i>Trichuris suis</i>	3
Chromadorea	Dorylaimia	Trichinellida			Trichinelloidea	Trichuridae	<i>Trichuris trichiura</i>	13
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Triodontophorus brevicauda</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Triodontophorus nipponicus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Strongylidae	<i>Triodontophorus serratus</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Metastrongylidae	<i>Troglostrongylus brevior</i>	1
Chromadorea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Trypanoxyuris atelis</i>	75
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Trypanoxyuris atelopora</i>	15
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Trypanoxyuris microon</i>	2
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Trypanoxyuris minutus</i>	88
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Trypanoxyuris multilabiatus</i>	5
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Ancylostomatidae	<i>Uncinaria sanguinis</i>	45
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Vexillata convoluta</i>	1
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Viannaia didelphis</i>	2
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Rhabditina	Rhabditomorpha	Strongyloidea	Trichostrongylidae	<i>Viannaia viannai</i>	3
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Oxyuridomorpha	Oxyuroidea	Oxyuridae	<i>Wellcomia siamensis</i>	1
Enoplea	Chromadoria	Rhabditida	Spirurina	Spiruromorpha	Filarioidea	Onchocercidae	<i>Wuchereria bancrofti</i>	8
Enoplea	Dorylaimia	Dorylaimida	Dorylaimina		Dorylaimoidea	Longidoridae	<i>Xiphinema americanum</i>	1
Enoplea	Dorylaimia	Dorylaimida	Dorylaimina		Dorylaimoidea	Longidoridae	<i>Xiphinema brevicolle</i>	13
Enoplea	Dorylaimia	Dorylaimida	Dorylaimina		Dorylaimoidea	Longidoridae	<i>Xiphinema pachtaicum</i>	1
Enoplea	Dorylaimia	Dorylaimida	Dorylaimina		Dorylaimoidea	Longidoridae	<i>Xiphinema rivesi</i>	1