



Thysanoptera of Brazil



Methods for collection, preparation and identification of Thysanoptera

Métodos para coleta, preparação e identificação de Thysanoptera

Élison Fabrício Bezerra Lima

2018

SUMMARY / SUMÁRIO

1. Introduction / Introdução.....	1
2. Collections	3
3. Specimens preparation	3
4. Identification	7
5. Coletas	9
6. Preparação de espécimes	10
7. Identificação	13
8. References / Referências	16
Glossary	20
Glossário.....	25

1. Introduction / Introdução

Usually considered to have an opportunistic life style (Morse & Hoddle, 2006; Mound & Teulon, 1995), the about 6,100 valid species of Thysanoptera exhibit varied behaviors. There are predator species, such as representatives of the genera *Scolothrips*, *Franklinothrips*, *Leptothrips*, *Mirothrips* and *Karnyothrips* (Mound & Reynaud, 2005; Mound, 2005; Mound, 2011; Cavalleri et al., 2013; Mound & O'Donnell, 2017); facultative predators, such as *Frankliniella schultzei*, *F. occidentalis*, *Thrips tabaci* e *Aeolothrips* spp. (Mound, 2005); leafhopper ectoparasites in the genus *Aulacothrips* (Cavalleri et al., 2010); phytophagous, such as most of the commonly known thrips, among which some are able to build galls and at least three species living in fresh water (Mound, 2000); besides more than 3 thousand species that feed on fungal hyphae or spores (Mound & Marullo, 1996; Mound, 2005).

Usualmente considerados como possuidores de um estilo de vida oportunista (Morse & Hoddle, 2006; Mound & Teulon, 1995), as cerca de 6.100 espécies válidas de Thysanoptera exibem variados comportamento. Há espécies predadoras, tais como representantes dos gêneros *Scolothrips*, *Franklinothrips*, *Leptothrips*, *Mirothrips* e *Karnyothrips* (Mound & Reynaud, 2005; Mound, 2005; Mound, 2011; Cavalleri et al., 2013; Mound & O'Donnell, 2017); predadoras facultativas, tais como *Frankliniella schultzei*, *F. occidentalis*, *Thrips tabaci* e *Aeolothrips* spp. (Mound, 2005); ectoparasitas de cigarrinhas no gênero *Aulacothrips* (Cavalleri et al., 2010); fitófagas, tais como a maioria dos tripses comumente conhecidos, entre os quais alguns são capazes de induzir a formação de galhas e pelo menos três espécies vivem em água doce (Mound, 2000); além de mais de 3 mil espécies que se alimentam de hifas ou esporos de fungos (Mound & Marullo, 1996; Mound, 2005).

Although they exhibit such diverse habits, thrips are best known for the economic damage they cause in several crops. Its agricultural importance involves direct damage to plant tissues during oviposition and feeding and/or transmission of phytopathogenic agents, especially viruses in the genus *Orthotospovirus* (Lewis, 1997; Rotenberg et al., 2015). However, only about 2% of the described thrips species are recorded as pests. From this total, many are occasional and are not considered key pests (Lewis, 1997; Moritz et al., 2004; Morse & Hoddle, 2006; Reynaud, 2010).

Embora exibam tão diversos hábitos, tripses são mais conhecidos pelos danos econômicos que causam em diversas culturas. Sua importância agrícola envolve danos diretos a tecidos vegetais durante oviposição e alimentação e/ou danos indiretos por meio de transmissão de agentes fitopatogênicos,

especialmente vírus do gênero Orthospovirus (Lewis, 1997; Rotenberg et al., 2015). Entretanto, somente cerca de 2% das espécies descritas de tripes são registradas como pragas. Desse total, muitas são ocasionais e não são consideradas pragas-chaves (Lewis, 1997; Moritz et al., 2004; Morse & Hoddle, 2006; Reynaud, 2010).

With this file, the starter on Thysanoptera studies can have access to information on how to collect, prepare and identify trips and thus access the species diversity of this fascinating and poorly studied insect order. Under no circumstances, this is a definitive guide - on the contrary, it was prepared only to indicate the general information that may be useful. More detailed information in Portuguese can be found in Monteiro & Mound (2012).

Com este arquivo, o iniciante nos estudos de Sistemática de Thysanoptera pode ter acesso a informações básicas sobre como coletar, preparar e identificar tripes e, dessa forma, acessar a diversidade de espécies dessa fascinante e pouco estudada ordem de insetos. Sob nenhum aspecto, este é um guia definitivo – ao contrário, o objetivo é somente indicar informações gerais que podem ser úteis. Informações mais detalhadas em português podem ser encontradas em Monteiro & Mound (2012).

If readers of this file have doubts, criticisms or suggestions, authors will be grateful to receive messages through the e-mail addresses indicated on the site "Thysanoptera of Brazil". Good studies!

Caso os leitores desse arquivo tenham dúvidas, críticas ou sugestões, os autores se sentirão gratos em receber mensagens por meio dos endereços de correio eletrônico indicados no site "Thysanoptera of Brazil". Bons estudos!

2. Collections

There are several collection methods that can be used for thrips sampling. Most of them are described in Lewis (1973, 1997). In this file, the two main methods are mentioned – plant beating and simple bagging.

In the first one, a wooden stick is used to tap into plant twigs, leaves, flowers or freshly dead wood so that the thrips fall into a white square plastic holder (about 40 x 40 cm) (to facilitate insect viewing) and are collected using fine brushes (size 0, 00 or 000) and stored in vials containing AGA (10 parts of 60% Ethanol, 1 part glycerin and 1 part glacial acetic acid), 60% ethanol or 100% ethanol. The advantage of using 100% alcohol lies in the fact that future molecular studies are possible, however, before the specimens are prepared on microscopy slides, the individuals preserved in this medium must be rehydrated in 50% alcohol, which is not necessary in the case of thrips stored in 60% ethanol or AGA. Since thrips are small in size, usually around 1 mm in length, the use of a magnifying lens with magnifications from 20 to 40X makes it easier to view and collect specimens in the field.

In simple bagging, twigs, leaves and flowers are removed, either manually or with the aid of scissors or trimming. This material should be stored in paper bags labeled with the collection information (date, location, geographic coordinates, collector, scientific and vulgar name of plant species, if available in the field). The thrips in the plant material are collected after being taken to the laboratory and screened under a stereomicroscope. The screening should occur after a period of about 1 hour of Freezer storage at -5°C, which facilitates the manipulation of the specimens. During this step, the material can be placed in white plastic containers to facilitate visualization of the specimens. Fine bristle brushes may be used to transfer the thrips to vials containing AGA, 60% or 100% Ethanol.

3. Specimens preparation

Good microscopic preparations are essential for the identification of Thysanoptera. For best results, specimens should be prepared as soon as possible after collection, since long periods of storage in alcohol cause the individuals' colors to be lost and the specimens to become brittle. If the slide preparation cannot be done immediately, the thrips should be stored in ethanol in the dark and at low temperatures,

preferably around -15°C. The body content of many species of thrips is oily, and thus iridescent in specimens prepared on microscopic slides without this content having been removed. This iridescence obscures surface details that are required for identification, but care must be taken during the chemical treatment so that color details are not seriously damaged.

The method for mouting the specimens described below is based on Monteiro (1994) and Mound & Marullo (1996), with a minor modification in the last step of the clarification of the specimens - instead of transferring specimens directly from 100% ethanol to the clove oil, an intermediate step containing a solution of 100% ethanol and clove oil (1: 1) was added. This change is because some specimens collapse in the case of direct transfer between liquids, making it difficult to visualize some morphological characters. With the addition of this step, the problem is solved.

Step 1 - "maceration"

The maceration of the specimens aims to eliminate the corporal content, allowing a better visualization of the morphological characters to be examined. The steps are as follows:

1. Individuals are withdrawn from the vials with the aid of fine bristle brushes to a small Petri dish or excavated block containing 60% Ethanol. The specimens should be stored for at least 24 hours;

2. Individuals are transferred to a watch glass or excavated block containing 5% sodium hydroxide (NaOH); Light specimens can be left for usually ½ to 1 hour and dark specimens for more than 4 hours. This period, however, is variable so that for a correct clarification one must observe the material periodically to ensure that the individuals are properly clarified, which can be done with a stereomicroscope with transmitted light. During this period:

- a. the abdomen should be punctured between the posterior coxae with a thin metal stylet (micropin bent at an angle of approximately 90° to facilitate

handling of the insects under stereomicroscope, glued to a small wooden handle) and the specimen should be lightly massaged to expel the contents of the body;

b. the legs, antennae and wings should be distended.

3. Specimens should be transferred from 5% NaOH to a small Petri dish or excavated block containing distilled water and gradually added 50% Ethanol;

4. Specimens should be transferred to another Petri dish or excavated block with 60% Ethanol and stored for at least another 24 hours.

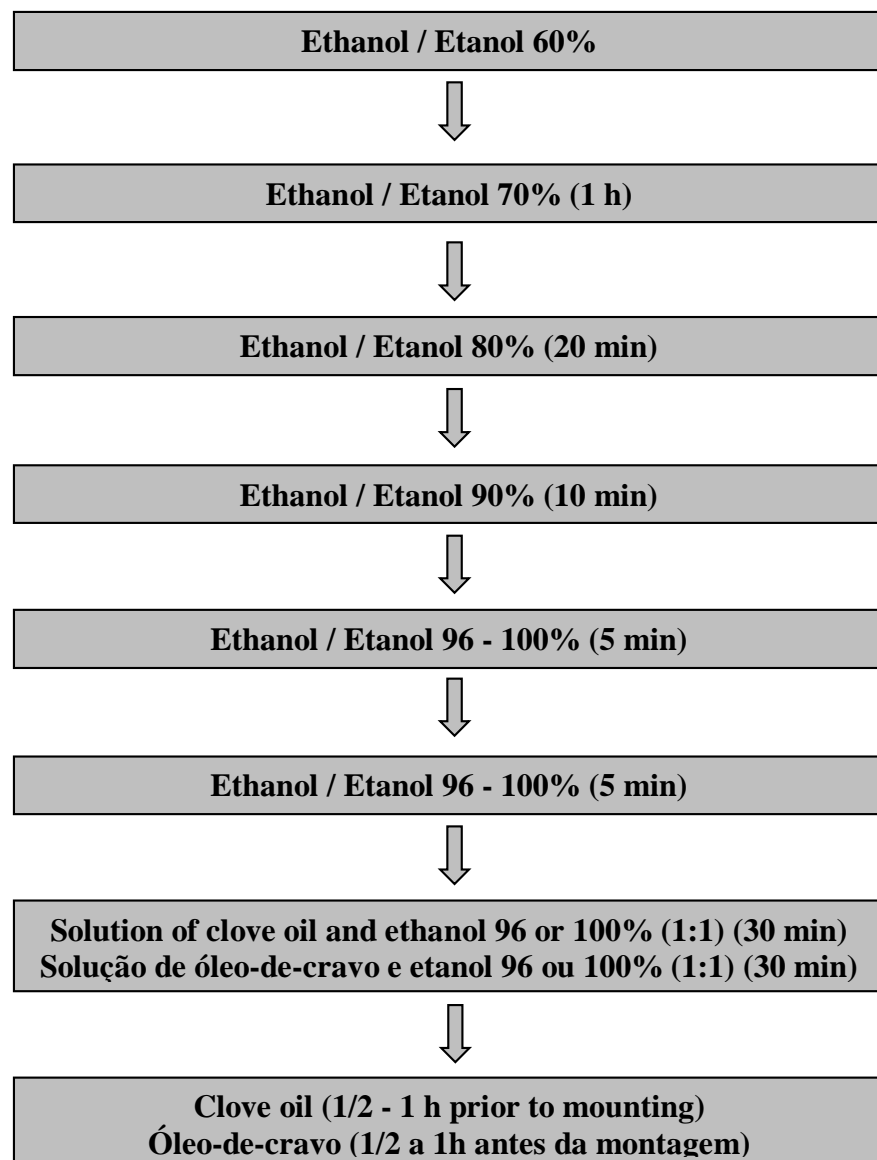


Figure 1 – Thrips dehydration steps.

Figura 1 - Etapas da desidratção de tripses.

Step 2 - dehydration

For the dehydration process of specimens, the specimens are immersed in Petri dishes or excavated blocks containing different solutions for certain time intervals, as schematized in Figure 1.

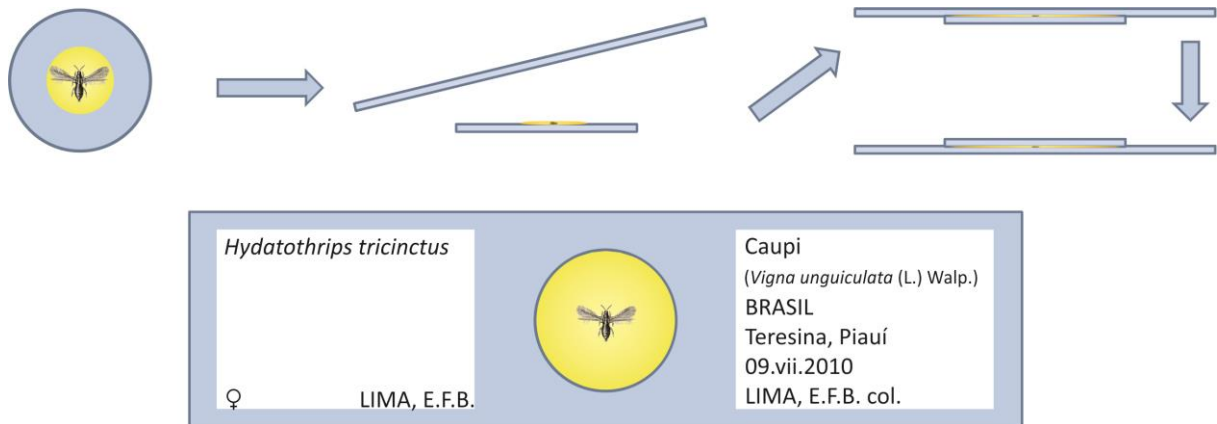


Figure 2 - Mounting of microscopy slides of thrips, showing the step of reversing the assembly "slide + coverslip" and the microscopy slide prepared and labeled

Figura 2 - Montagem de lâminas de microscopia de tripes, mostrando a etapa de inversão do conjunto "lâmina + lamínula" e a lâmina de microscopia preparada e etiquetada

Step 3 - assembly of the microscopy slides

The assembly of the slides may be done under stereomicroscope following the steps:

1. A clean circular coverslip (diameter 13 mm) shall be placed on the stereomicroscope table; a drop of Canada balsam is placed on the center of the coverslip, where one thrips is placed in the ventral position. The amount of balsam should be sufficient to, after drying, support the coverslip without distorting the specimen;

2. The antennae, legs and wings are then distended with the aid of fine metal stylet;

3. A small drop of Canada balsam should be placed in the center of a microscope slide, which is inverted and lowered, firmly and carefully, on the specimen left on the coverslip;

4. As soon as the surfaces of the slide and coverslip touch, the assembly is returned to the normal position (Figure 2). The technique avoids the formation of

bubbles, which can mess the microscopic preparations, and facilitates the distension of the appendages;

5. The assembled material shall be placed in an oven at an average temperature of 40 ° C until drying.

Step 4 - Labeling

The labels can be prepared in computer by means of specific programs of text and/or image editing. It is recommended to use self-adhesive labels. Each slide receives two labels (Figure 2):

1. Right label: plant (common and scientific names), country, state and municipality, date and name of collector;

2. Left label: identification and sex of the specimen and identifier name.

4. Identification

Species identification among Thysanoptera is generally based on the morphology of adult females (Figures 3-6) involving permanent slide mounting in Canada balsam for visualization under a light microscope (see above). Identification of immatures, however, is available for a relatively small amount of species (Speyer & Parr, 1941; Priesner, 1964; Heming, 1991; Vierbergen et al., 2010). More recent studies have provided molecular methods for identifying especially pest species (Mehle & Trdan, 2012), and this method has gained relevance in recent years especially with the discovery of species complexes among Thysanoptera, including species of economic importance (Rugman-Jones et al., 2010; Dickey et al., 2015; Gikonyo et al., 2017). Molecular keys are available to several groups (Moritz et al., 2004; Rugman-Jones et al., 2006; Timm et al., 2008) besides a number of works dealing with DNA-barcoding. For economic or quarantine interest, this type of identification is especially relevant because of the faster availability of results, although the costs involved are high.

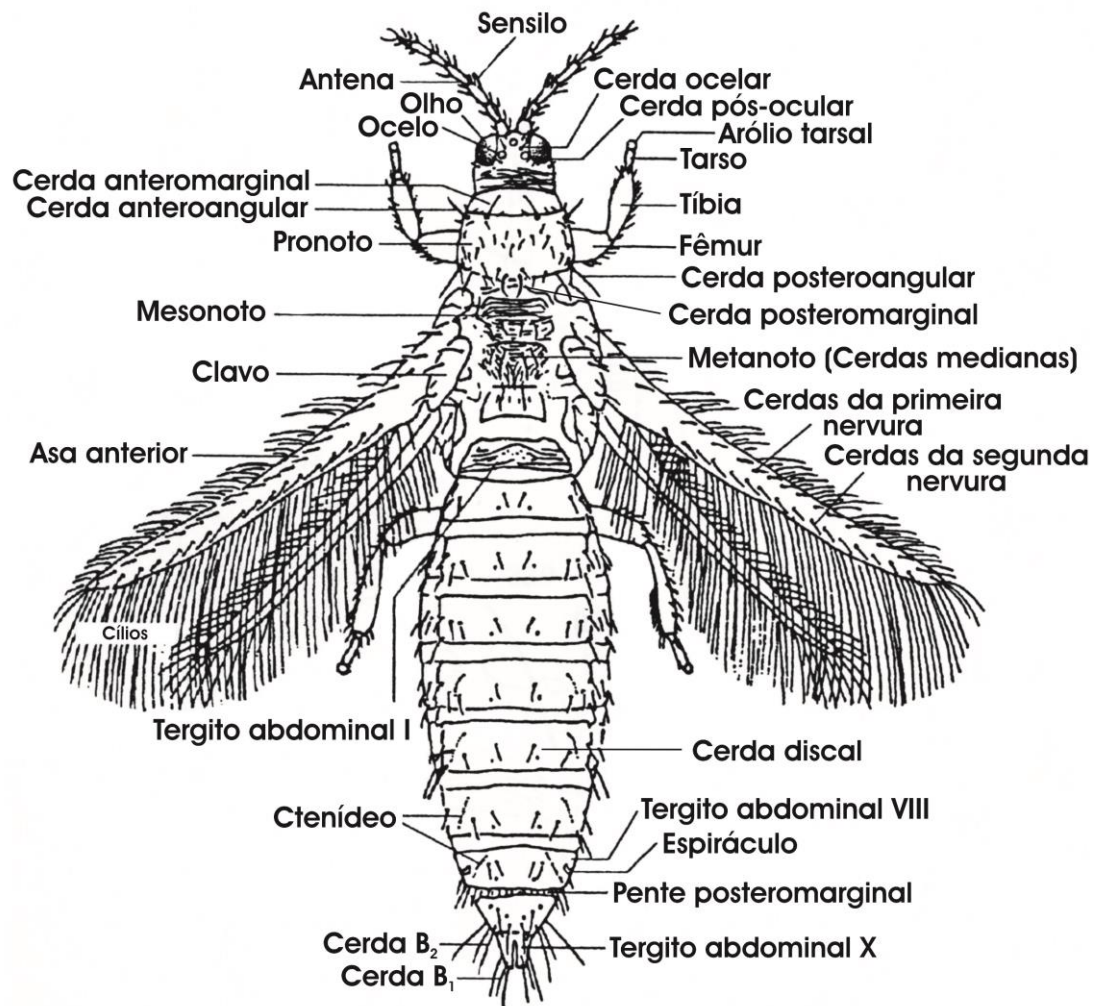


Figure 3 - Morphology of Thysanoptera (Terebrantia) in dorsal view (adapted from Mound & Marullo, 1996).

Figura 3 - Morfologia de Thysanoptera (Terebrantia) em vista dorsal (adaptado de Mound & Marullo, 1996).

For morphological identification of Neotropical species, a classic literature over 20 years old (Mound & Marullo, 1996) remains fundamental. Terebrantia species from Europe can be identified using Zur Strassen (2003), while Tubulifera species from Japan can be identified using Okajima (2006). A wide range of scientific papers published especially in the journals *Zootaxa* and *Zookeys* provide up-to-date identification keys to various Thysanoptera groups. In addition, interactive identification keys or illustrated lists are available for species from California (Hoddle et al., 2012), Australia (Mound et al., 2012), New Zealand (Mound et al., 2017), Brazil (Lima, 2018), pests from North America (Moritz et al., 2009) and pests from East Africa (Moritz et al., 2013).

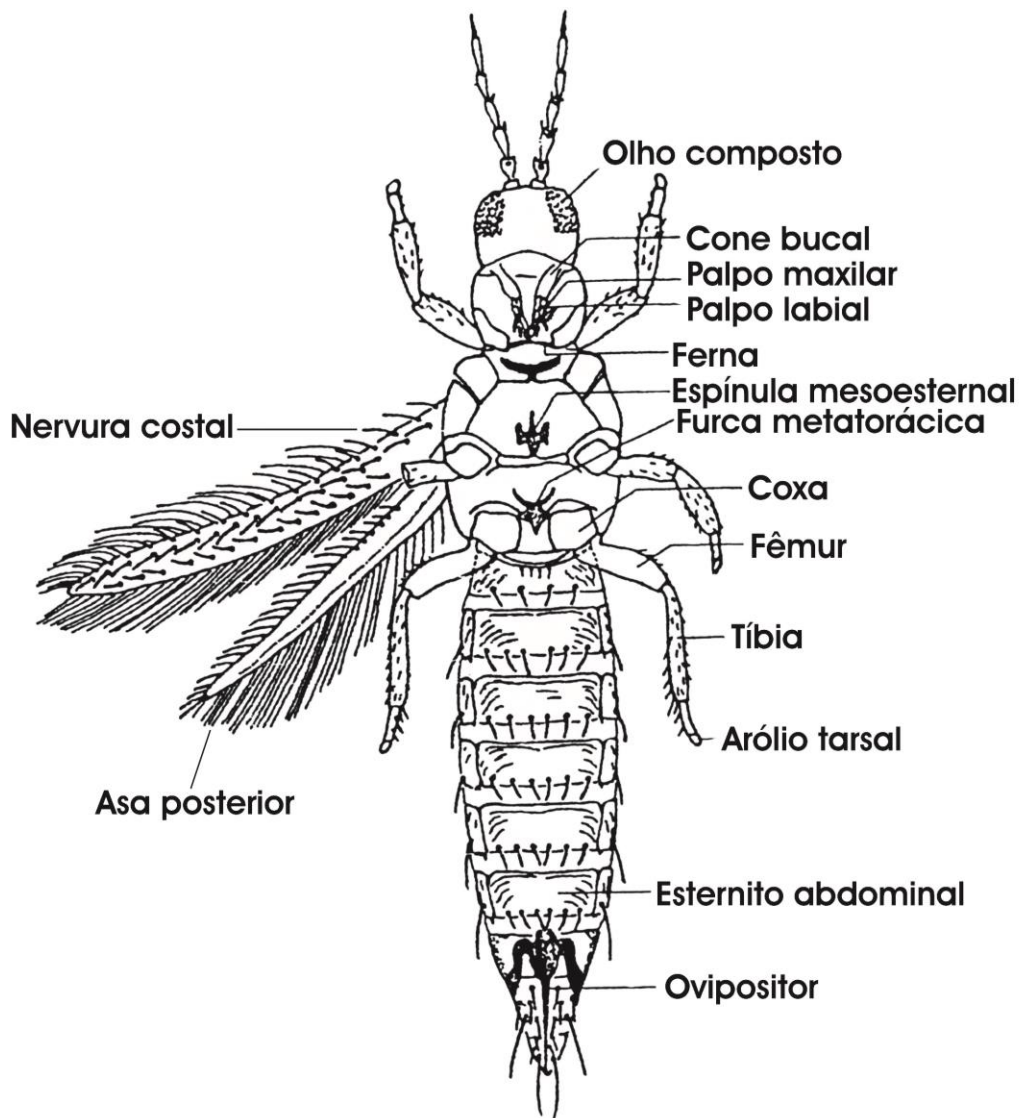


Figure 4 – Morphology of Thysanoptera (Terebrantia) in ventral view (adapted from Mound & Marullo, 1996).

Figura 4 - Morfologia de Thysanoptera (Terebrantia) em vista ventral (adaptado de Mound & Marullo, 1996).

5. Coletas

Existem vários métodos de coleta que podem ser empregados para amostragem de tripes. A maior parte deles está descrita em Lewis (1973, 1997). Neste arquivo, mencionam-se os dois principais - batidas nas plantas e ensacamento simples.

Na primeira, utiliza-se um bastão de madeira para bater em galhos, folhas e flores de plantas ou madeira recém-morta de maneira que os tripes caiam em um suporte plástico quadrangular (cerca de 40 x 40 cm) branco (para facilitar a visualização dos indivíduos) e sejam coletados com o auxílio de um pincel de cerdas finas (tamanho 0, 00 ou 000) e armazenados em microtubos contendo AGA (10 partes de Etanol 60%, 1

parte de glicerina e 1 parte de ácido acético glacial) ou etanol 60% ou 100%. A vantagem de se utilizar álcool 100% reside no fato de tornar possível estudos moleculares futuros, entretanto, antes do preparo dos exemplares para montagem em lâminas de microscopia, os indivíduos preservados neste meio devem ser reidratados em álcool 50%, o que não é necessário no caso dos tripes armazenados em álcool 60% ou AGA. Como os tripes possuem tamanho pequeno, geralmente ao redor de 1 mm de comprimento, o uso de lupas de relojoeiro com aumentos de 20 a 40X facilita a visualização e coleta de exemplares em campo.

No ensacamento simples, se retiram, manualmente ou com o auxílio de uma tesoura ou podão, galhos, folhas e flores das plantas. Esse material deve ser armazenado em sacos de papel etiquetados com as informações de coleta (data, local, coordenadas geográficas, coletor, nome científico e vulgar das espécies de plantas, se disponível já em campo). Os tripes no material vegetal são coletados após serem levados ao laboratório e triados sob estereomicroscópio. A triagem deve ocorrer após um período de cerca de 1 hora de armazenamento em Freezer à temperatura de -5°C , o que facilita a manipulação dos exemplares. Na triagem, o material pode ser colocado em vasilhas plásticas brancas, para facilitar a visualização dos exemplares, enquanto se utilizam pincéis de cerdas finas para a transferência para microtubos contendo AGA, Etanol 60% ou 100%.

6. Preparação de espécimes

Boas preparações microscópicas são essenciais para a identificação de Thysanoptera. Para melhores resultados, os espécimes devem ser preparados o mais rapidamente possível após a coleta, uma vez que longos períodos de armazenamento em álcool fazem com que as cores dos indivíduos sejam perdidas e os espécimes tornem-se quebradiços. Se a preparação da lâmina não puder ser feita de imediato, os tripes devem ser armazenados em etanol no escuro e a baixas temperaturas, de preferência em torno de -15°C . O conteúdo do corpo de muitas espécies de tripes é oleoso, e, assim, iridescente em espécimes preparados em lâminas de microscopia sem que esse conteúdo tenha sido removido. Essa iridescência obscurece detalhes da superfície que são necessários para a identificação, mas é preciso cuidado durante o tratamento químico para que os detalhes de cor não sejam seriamente danificados.

O método de montagem de exemplares descrito a seguir está baseado em Monteiro (1994) e Mound e Marullo (1996), com uma pequena modificação no último passo da clarificação dos exemplares – em vez de transferir os espécimes diretamente do etanol 100% para o óleo de cravo, um passo intermediário contendo uma mistura de etanol 100% e óleo de cravo (1:1) foi acrescentado. Essa modificação se deve ao fato de alguns exemplares colapsarem no caso da transferência direta entre os líquidos, tornando difícil a visualização de alguns caracteres morfológicos. Com a adição dessa etapa, resolve-se o problema.

1ª etapa - “Maceração”

A maceração dos exemplares visa eliminar o conteúdo corporal, possibilitando uma melhor visualização das características morfológicas a serem examinadas. Os passos são os que seguem:

1. Retiram-se os indivíduos dos microtubos, com auxílio de pincéis de cerdas finas, para uma pequena placa de Petri ou bloco escavado contendo Etanol 60%. Os exemplares devem ser armazenados por, pelo menos, 24 horas;

2. Os indivíduos são transferidos para vidros de relógio ou blocos escavados contendo hidróxido de sódio (NaOH) 5%; espécimes claros podem ser deixados por geralmente $\frac{1}{2}$ a 1 hora e exemplares escuros por mais de 4 horas. Esse período, entretanto, de modo que para uma correta clarificação deve-se observar o material periodicamente para assegurar que os indivíduos estão apropriadamente clarificados, o que pode ser feito com um estereomicroscópio com luz transmitida (por baixo). Durante esse período:

- a. o abdome deve ser perfurado entre as coxas posteriores com um estilete fino de metal (microalfinete recurvado em um ângulo de aproximadamente 90°, para facilitar o manuseio dos insetos sob estereomicroscópio, preso com cola a um pequeno cabo de madeira) e, em seguida, o espécime deve ser levemente massageado para expelir os conteúdos do corpo;

- b. as pernas, antenas e asas devem ser distendidas.

3. Os exemplares devem ser transferidos do NaOH 5% para uma placa de Petri pequena ou bloco escavado contendo água destilada e, gradualmente, deve ser adicionado Etanol 50%;

4. Os exemplares devem ser transferidos para outra placa de Petri ou bloco escavado com Etanol 60% e armazenados por, pelo menos, mais 24 horas.

2ª etapa - desidratação

Para o processo de desidratação dos exemplares, os espécimes são mergulhados em placas de Petri ou blocos escavados contendo diferentes soluções por determinados intervalos de tempo, como esquematizado na Figura 7.

3ª etapa - montagem das lâminas de microscopia

A montagem das lâminas é feita sob estereomicroscópio seguindo as etapas:

1. Uma lamínula circular (diâmetro de 13 mm) limpa deve ser colocada sobre a mesa do estereomicroscópio; uma gota de bálsamo-do-canadá é colocada sobre o centro da lamínula, sendo, nesse local, colocado um tripes em posição ventral. A quantidade de bálsamo deve ser suficiente para, após secagem, suportar a lamínula sem distorcer o espécime;

2. As antenas, pernas e asas são, então, distendidas com o auxílio de estiletos finos de metal;

3. Uma pequena gota de bálsamo-do-canadá deve ser colocada no centro de uma lâmina de microscopia, que é invertida e abaixada, firme e cuidadosamente, sobre o espécime deixado no bálsamo;

4. Assim que as superfícies da lâmina e da lamínula se tocam, volta-se o conjunto à posição normal (Figura 2). A técnica evita a formação de bolhas, que podem estragar as preparações microscópicas, e facilita a distensão dos apêndices;

5. O material montado deve ser colocado em estufa, à temperatura média de 40°C, até a secagem.

4ª etapa – etiquetagem

As etiquetas podem ser preparadas em computador por meio de programas específicos de edição de texto e/ou imagem. Recomenda-se a utilização de etiquetas autocolantes. Cada lâmina recebe duas etiquetas (Figura 2):

1. Etiqueta direita: planta (nomes comum e científico), país, estado e município, data e o nome do coletor;

2. Etiqueta esquerda: identificação e sexo do espécime e nome do identificador.

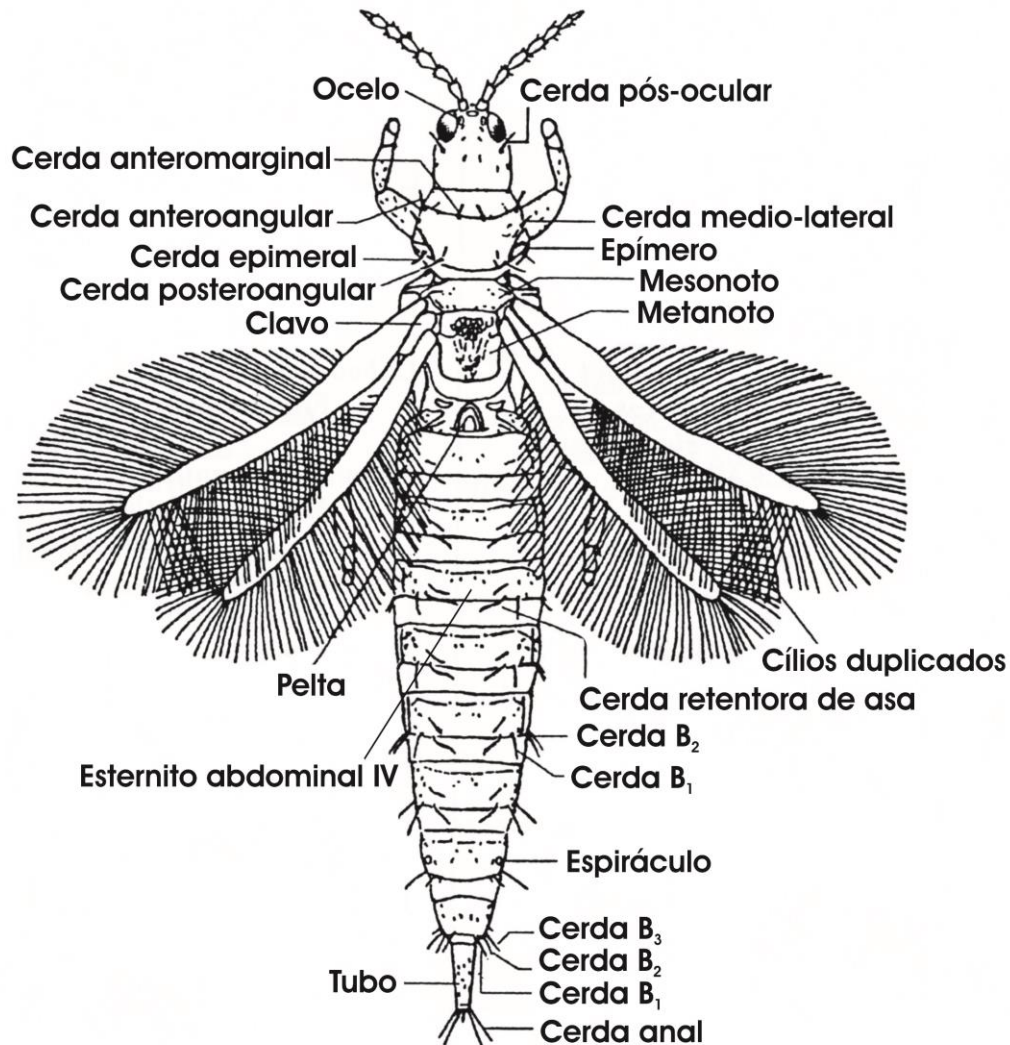


Figure 5 - Morphology of Thysanoptera (Tubulifera) in dorsal view (adaptado from Mound e Marullo, 1996).

Figura 5 - Morfologia de Thysanoptera (Tubulífera) em vista dorsal (adaptado de Mound e Marullo, 1996).

7. Identificação

A identificação de espécies em Thysanoptera é geralmente baseada na morfologia de fêmeas adultas (Figuras 3-6) envolvendo a montagem permanente de lâminas no bálsamo do Canadá para visualização sob um microscópio de luz (acima). A identificação de imaturos, entretanto, está disponível para um número relativamente pequeno de espécies (Speyer & Parr, 1941; Priesner, 1964; Heming, 1991; Vierbergen et al., 2010). Estudos mais recentes tem indicado métodos moleculares para identificar

especialmente espécies pragas (Mehle & Trdan, 2012), e esse métodos ganharam relevância nos últimos anos especialmente com a descoberta de complexos de espécies entre Thysanoptera, incluindo espécies de importância econômica (Rugman-Jones et al., 2010; Dickey et al., 2015; Gikonyo et al., 2017). Chaves moleculares estão disponíveis para vários grupos (Moritz et al., 2004; Rugman-Jones et al., 2006; Timm et al., 2008), além de vários trabalhos sobre o DNA *barcode*. Para interesse econômico ou quarentenário, esse tipo de identificação é especialmente relevante devido à disponibilidade mais rápida dos resultados, embora os custos envolvidos sejam altos.

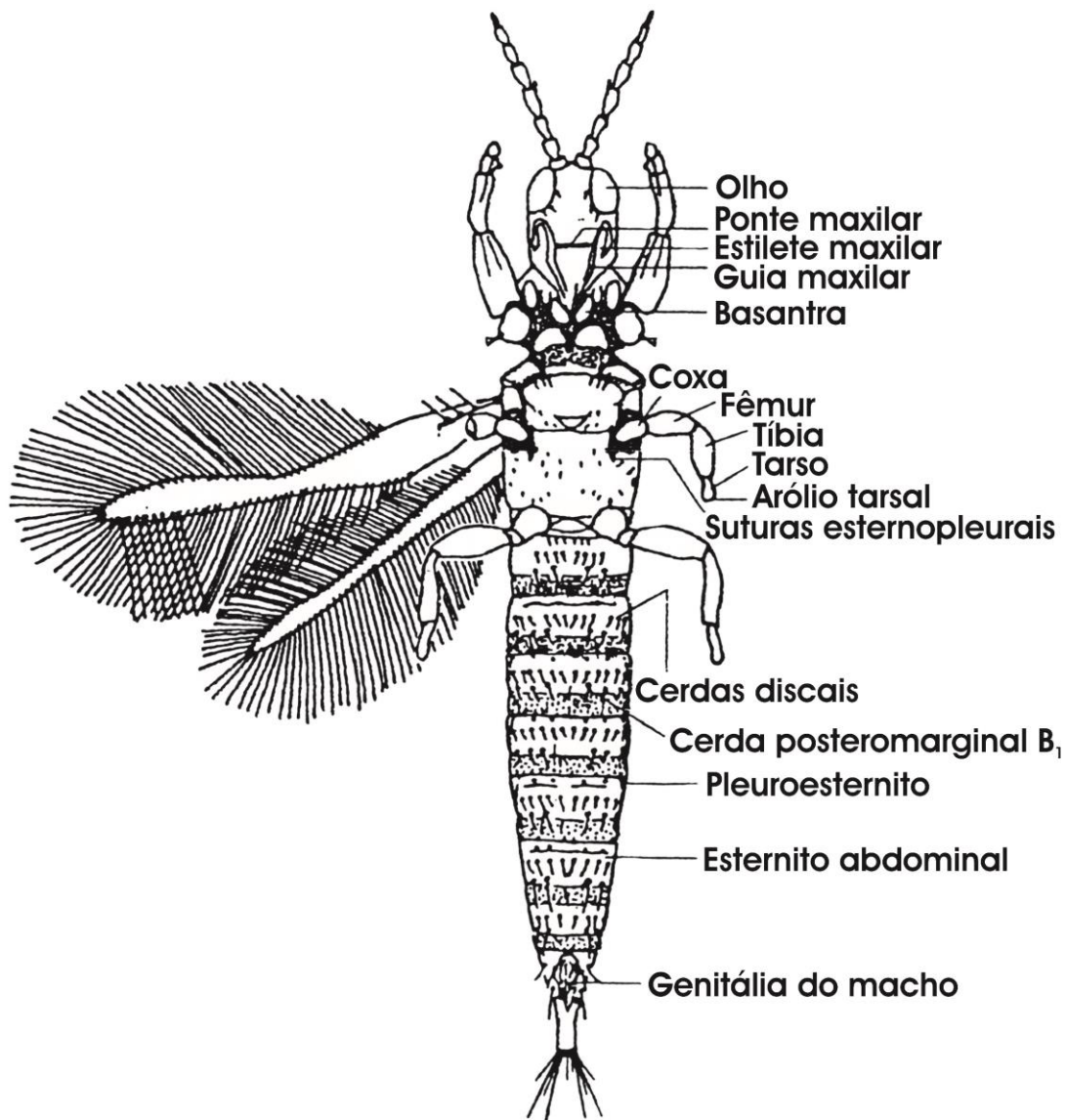


Figura 6 - Morphology of Thysanoptera (Tubulifera) in ventral view (adapted from Mound & Marullo, 1996)

Figura 6 - Morfologia de Thysanoptera (Tubulifera) em vista ventral (adaptado de Mound & Marullo, 1996).

Para identificação morfológica de espécies neotropicais, uma literatura clássica com mais de 20 anos (Mound & Marullo, 1996) permanece fundamental. As espécies de Terebrantia da Europa podem ser identificadas com base em Zur Strassen (2003), enquanto as espécies de Tubulifera do Japão podem ser identificadas utilizando Okajima (2006). Uma ampla gama de artigos científicos publicados especialmente nos periódicos Zootaxa e Zookeys fornecem chaves de identificação atualizadas para vários grupos de Thysanoptera. Além disso, chaves de identificação interativas ou listas ilustradas estão disponíveis para espécies da Califórnia (Hoddle et al., 2012), Austrália (Mound et al., 2012), Nova Zelândia (Mound et al., 2017), Brasil (Lima, 2017), pragas de América do Norte (Moritz et al., 2009) e pragas da África Oriental (Moritz et al., 2013).

8. References / Referências

Cavalleri, A.; Kaminski, L.A.; Mendonça Jr., M.S. 2010. Ectoparasitism in *Aulacothrips* (Thysanoptera: Heterothripidae) revisited: host diversity on honeydew-producing Hemiptera and description of a new species. *Zoologischer Anzeiger* 249: 209–221.

Cavalleri, A.; Souza, A.R.; Prezoto, F.; Mound, L.A. 2013. Egg predation within the nests of social wasps: a new genus and species of Phlaeothripidae, and evolutionary consequences of Thysanoptera invasive behaviour. *Biological Journal of the Linnean Society* 109: 332–341.

Dickey, A.M.; Kumar, V.; Hoddle, M.S.; Funderburk, J.E.; Morgan, J.K.; Jara-Cavieres, A. 2015. The *Scirtothrips dorsalis* Species Complex: Endemism and Invasion in a Global Pest. *PLoS ONE* 10(4): e0123747.

Gikonyo, M.W.; Niassy, S.; Moritz, G.B.; Khamis, F.M.; Magiri, E.; Subramanian, S. 2017. Resolving the taxonomic status of *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae) colour forms in Kenya – a morphological-, biological-, molecular- and ecological-based approach. *International Journal of Tropical Insect Science* 37 (2): 57-70.

Heming, B.S. Thysanoptera. In: Stehr, F.W. (Ed.). *Immature insects*. Dubuque: Kendall/Hunt Publ., 1991. v. 2, chap. 28, p. 1-21.

Hoddle, M.S.; Mound, L.A.; Paris, D.L. 2012. *Thrips of California 2012*. Brisbane: CBIT Publishing.

Lewis, T. 1973. *Thrips: Their Biology, Ecology, and Economic Importance*. London: Academic Press. 349 p.

Lewis, T. 1997. Field and laboratory techniques. In: Lewis, T. (ed) *Thrips as Crop Pests*. Wallingford: CAB International. p. 435-476.

Lima, E.F.B. 2018. Thysanoptera. In: Catálogo taxonômico da fauna do Brasil. Available on <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/316>>.

Mehle, N.; Trdan, S. 2012. Traditional and modern methods for the identification of thrips (Thysanoptera) species. *Journal of Pest Science* 85 (2): 179-190.

Monteiro, R.C.; Mound, L.A. 2012. Thysanoptera. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A.; Constantino, R. (Eds.) *Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia*. Ribeirão Preto: Holos. p. 407-422.

Monteiro, R.C. 1994. Espécies de tripes (Thysanoptera, Thripidae) associadas a algumas culturas no Brasil. Master's dissertation in Entomology (Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba). 85 p.

Moritz, G.; Brandt, S.; Triapitsyn, S.; Subramanian, S. 2013. Identification and information tools for pest thrips in East Africa. Queensland: CBIT Publishing.

Moritz, G.; Mound, L.A.; Morris, D.; Goldarazena, A. 2004. Thrips ID: pest thrips of the world - an interactive identification and information system. Colling: CSIRO Publishing.

Moritz, G.; O'Donnell, C.; Parrella, M. 2009. Pest thrips of North America. Queensland: Centre for Biological Information Technology, University of Queensland.

Morse, J.G.; Hoddle, M.S. 2006. Invasion biology of thrips. *Annual Review of Entomology* 51: 67–89.

Mound, L. A.; Reynaud, P. 2005. *Franklinothrips*; a pantropical Thysanoptera genus of ant-mimicking obligate predators (Aeolothripidae). *Zootaxa* 864 (1): 1-16.

Mound, L. A.; Teulon, D.A.J. 1995. Thysanoptera as phytophagous opportunists. In: Parker, B.L.; Skinner, M.; Lewis, T. [eds.]. *Thrips Biology and Management*. New York: Plenum Publishing Corp. p. 3-20.

Mound, L.A.; Marullo, R. 1996. The thrips of Central and South America: an introduction. *Memoirs on Entomology, International* 6: 1–488.

Mound, L.A.; O'Donnell, C. 2017. Predation, phytophagy and character state confusion among North American species of the genus *Leptothrips* (Thysanoptera: Phlaeothripinae). *Zootaxa* 4294 (3): 301-315.

Mound, L.A. 2000. The aquatic thrips *Organothrips indicus* Bhatti (Thysanoptera: Thripidae) in Queensland, and a new species, *O. wrighti*, from tropical Australia. *Australian Journal of Entomology* 39: 10–14.

Mound, L.A. 2005. Thysanoptera: diversity and interactions. *Annual Review of Entomology* 50: 247–269.

Mound, L.A. 2011. Species recognition in the genus *Scolothrips* (Thysanoptera, Thripidae), predators of leaf-feeding mites. *Zootaxa* 2797: 45-53.

Okajima, S. 2006. The insects of Japan: the suborder Tubulifera (Thysanoptera). Fukuoka: The Entomological Society of Japan. 720 p.

Priesner, H. 1964. Ordnung Thysanoptera (Fransenflügler, Thripse). In: Franz, H. *Bestimmungsbücher zur Bodenfauna Europas* 2: 1–242.

Reynaud, P. 2010. Thrips (Thysanoptera). *BioRisk* 4 (2): 767–791.

Rotenberg, D.; Jacobson, A.L.; Schneeweis, D.J.; Whitfield, A.E. 2015. Thrips transmission of tospoviruses. *Current Opinions in Virology* 15: 80-89.

Rugman-Jones, P.F.; Hoddle, M.S.; Mound, L.A.; Stouthamer, R. 2006. Molecular identification key for pest species of *Scirtothrips* (Thysanoptera: Thripidae). *Journal of Economic Entomology* 99: 1813-1819.

Rugman-Jones, P.F.; Hoddle, M.S.; Stouthamer, R. 2010. Nuclearmitochondrial barcoding exposes the global pest western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) as two sympatric cryptic species in its native California. *Journal of Economic Entomology* 103: 877-886.

Speyer, E.R.; Parr, W.J. 1941. The external structure of some Thysanopterous immatures. *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 91 (11): 559-635.

Timm, A.E.; Stiller, M.; Frey, J.E. 2008. A molecular identification key for economically important thrips species (Thysanoptera: Thripidae) in southern Africa. *African Entomology* 16 (1): 68-75.

Vierbergen, G.; Kucharczyk, H.; Kirk, W.D.J. 2010. A key to the second instar immatures of the Thripidae of the Western Palaearctic. *Tijdschrift voor Entomologie* 153 (1): 99-160.

Zur Strassen, R. 2003. Die terebranten Thysanopteren Europas und des Mittelmeergebietes. *Die Tierwelt Deutschlands* 74: 1–271.

Glossary

Antecostal ridge: submarginal thickening, close to the anterior margins of each abdominal tergite and sternite that usually have darker coloring than the surrounding cuticle (in *Sicrtothrips* and Sericothripinae), and sometimes with distinct sculpture (in *Heliothrips*).

Cheeks (=gena): dorsal lateral region of head, posterior to the compound eyes.

Craspedum: membranous extension of the posterior margin of abdominal tergites and sternites, which may be dentate, shell-shaped or internal.

Ctendium: row of submarginal microtriches present on abdominal tergites V-VIII and sometimes also in IV (vestigial) of several species.

Drepanae: Pair of horn-shaped processes directed posteriorly on abdominal segment IX. Possibly involved in copulation.

Duplicated cilia: cilia inserted distally either dorsally or ventrally on the fore wings of some tubuliferans.

Furca: apodeme located on meso- and metathorax that provides important points of muscle insertion, particularly in Terebrantia. In most species, the furca has the shape of a pair of short arms startled laterally, and one or both furcae may have an anteromedial projection, the **spinula**. In some species the arms of the metafurca are extended anteriorly or lyre-shaped.

Glandular areas (=pore plates): areas of variable shape, width and length, often present on male sternites, with a possible pheromone releasing function.

Maxillary bridge: structure that connects the maxillary stylets in some tubuliferans, especially in Haplothripini.

Median furrow: median depression on the abdominal tergites of *Aulacothrips* spp. where the wings lay when the thrips is on rest. It possess wing-retaining setae laterally.

Metasternal plate: sclerotized plate in discal area of the metasternum in Sericothripinae.

Microtrichia: cuticle processes, small, thin, spine-shaped or dentate.

Mouth cone: conical structure, ventrally to the head, formed by the mouth parts.

Occipital apodeme: Invagination of the exoskeleton located posteriorly on head and with variable distance to the compound eyes among species.

Ocular triangle: triangle formed by the imaginary lines joining the external margins of the three ocelli.

Pelta: abdominal tergite I in Tubulifera, less developed than the remaining tergites.

Posteromarginal comb: row of microtrichia on posterior margin of the abdominal tergite VIII, which may or may not be complete and with microtrichia of varying length, thickness and base size.

Pronotal blotch: sclerotized plate with distinct coloration in the pronotal discal area in Sericothripinae.

Prosternum and mesosternum sclerites: sclerotized plaques located on prosternum and mesosternum, with the following denominations:

- prepectum (or basantra): pair of sclerites in the anterior half of the proesternum, near the mouth cone, in Tubulifera; in Terebrantia, often poorly sclerotized.

- probasisternum (or ferna): in Tubulifera, a pair of sclerites in the posterior half of the proesternum; sometimes fused medially in Thripidae (Terebrantia).
- prospinasterno: unique sclerite, posterior.
- mesopresterno: transverse sclerite, commonly boat-shaped on anterior margin of mesosternum. Often reduced to a lateral pair of triangles.

Setae: detachable processes in the form of hair or thorn, with basal socket.

- Abdominal setae:

- anteromedian: very small setae located on sternite I anteromedian part;
- lateral: setae on or near the lateral margin of the abdominal tergite II;- B1, B2 and B3 (S1, S2 and S3): developed setae located posteromarginally on abdominal tergites;
- discal: setae internally in the sclerites (tergites or sternites I-VIII);
- hyaline: small setae, poorly sclerotized, located laterally in the abdominal sternite IX of *Aulacothrips* species;
- wing-retaining: setae on the abdominal tergites with wing retention function, usually found on tubuliferans.

- Discal setae: setae inside the various sclerites, which excludes marginal setae;

- Major pronotal setae: developed setae on pronotum, usually with the following denominations, given according to the relative position:

- anteromarginal (am);
- anteroangular (aa);
- posteromarginal (pm);
- posteroangular (pa);
- midlateral (ml);
- epimeral (ep);

- Metanotal setae: setae developed on metanotum, with the following denominations, according to the relative position:

- median setae: more internal;
- lateral setae: more external.

- **Minor pronotal setae:** less developed setae on pronotum, usually about as long as discal setae;

- **Ocellar setae:**

I – pair anterior to fore ocellus;

II – pair anterolateral to fore ocellus;

III – pair close to hind ocelli (inside or lateral to ocellar triangle), but always posterior to fore ocellus and anterior to hind ocelli.

- **Postocular setae:** setae arranged posteriorly to the ocelli and compound eyes. Conventionally, pair “I” is more median, with increasing number from the median to the lateral region of the body, as well as in the numberings of all the bristles. Pair IV generally developed in *Frankliniella*.

Striae and reticulations: cuticle markings.

Tube: abdominal segment X on tubuliferans.

Prosternum and mesosternum sclerites: sclerotized plaques located on prosternum and mesosternum, with the following denominations:

- prepectum (or basantra): pair of sclerites in the anterior half of the proesternum, near the mouth cone, in Tubulifera; in Terebrantia, often poorly sclerotized.
- probasisternum (or ferna): in Tubulifera, a pair of sclerites in the posterior half of the proesternum; sometimes fused medially in Thripidae (Terebrantia).
- prospinasternum: unique sclerite, posterior.
- mesopresterno: transverse sclerite, commonly boat-shaped on anterior margin of mesosternum. Often reduced to a lateral pair of triangles.

Sensilla: sensory reception structures located on the antennae, metanotum and abdomen, with the following designations:

- Abdomen:

- campaniform: one or two pairs on abdominal tergites.

- Antennae:

- simple: conical, hair-shaped.
- forked: moon-shaped.
- convoluted: long, with loops.

- Metanotum:

- campaniform: one posterior circular pair, posteriorly, .

Glossário

Apódema occipital: Invaginação do exoesqueleto localizada posteriormente na cabeça e com distância variável aos olhos compostos entre espécies.

Áreas glandulares (=placas porosas): áreas de formato, largura e comprimento variáveis, frequentemente presentes nos esternitos abdominais de machos, com possível função liberadora de feromônio de agregação.

Cerdas: processos destacáveis em formato de pelo ou espinho, com soquete basal.

- Cerdas ocelares:

I – par de cerdas anterior ao ocelo anterior;

II – par de cerdas anterolateral ao ocelo anterior;

III- par de cerdas entre os ocelos (dentro do triângulo ocelar) ou lateral (fora), mas posterior ao ocelo anterior e anterior aos ocelos posteriores.

- Cerdas pós-oculares: cerdas dispostas posteriormente aos ocelos e olhos compostos. Par 1 mais interno, com numeração crescente no sentido centro-lateral do corpo, assim como nas numerações de todas as cerdas. Par IV geralmente desenvolvido em *Frankliniella* Karny, 1910.

- Cerdas principais do pronoto: cerdas desenvolvidas no pronoto, geralmente com as seguintes denominações, dadas de acordo com a posição relativa no pronoto:

- anteromarginal (am);

- anteroangular (aa);

- posteromarginal (pm);

- posteroangular (pa);

- médiolateral (ml);

- epimeral (ep);

- Cerdas discais do pronoto: cerdas menos desenvolvidas do pronoto, com exceção daquelas situadas na margem posterior;

- **Cerdas do metanoto:** cerdas desenvolvidas no metanoto, com as seguintes denominações, seguindo a posição relativa no metanoto:

- cerdas medianas: mais internas;
- cerdas laterais: mais externas.

- **Cerdas abdominais:**

- anteromedianas: cerdas bastante pequenas situadas na parte anteromediana do esternito I;
- cerdas laterais: cerdas sobre ou próximo à margem lateral do tergito abdominal II;
- cerdas B1, B2 e B3: cerdas desenvolvidas situadas posteriormente nos tergitos abdominais IX e X;
- cerdas discais: par de cerdas na parte centro-mediana dos tergitos ou esternitos abdominais I-VIII;
- cerdas hialinas: pequenas cerdas, pouco esclerotizadas, situadas lateralmente no esternito abdominal IX de exemplares de *Aulacothrips* Hood, 1952;
- cerdas retentoras de asas: par de cerdas nos tergitos abdominais com função de retenção das asas.

Cílios duplicados: cílios inseridos distalmente no dorso e ventre das asas anteriores de alguns tubulíferos.

Craspedum: extensão membranosa da margem posterior dos tergitos e esternitos abdominais, que pode ser denteado, em formato de concha ou interno.

Crescente ocelar: coloração, em forma crescente, que circunda cada ocelo.

Cone bucal: saliência de formato cônico, ventralmente à cabeça, formado pelas peças bucais.

Ctenídeo: fileira de microtríquias submarginais presente nos tergitos abdominais V-VIII e, algumas vezes, também no IV (vestigial).

Carena antecostal (antecostal ridge): Espessamento submarginal, próximo às margens anteriores de cada tergito e esternito abdominais que geralmente tem coloração mais escura que a cutícula ao redor (em *Sicrtothrips* e *Sericothripinae*), e, algumas vezes, com esculpturação distinta (em *Heliiothrips*).

Drepanae: Par de processos em formato de chifre direcionados posteriormente no segmento abdominal IX. Possivelmente envolvidos na cópula.

Escleritos do proesterno e mesesterno: placas esclerotizadas localizadas no proesterno e mesesterno de tubulíferos, com as seguintes denominações:

- prepecto (ou basantra): Par de escleritos na metade anterior do proesterno, próximo ao cone bucal, em Tubulifera; em Terebrantia, frequentemente pouco esclerotizado.
- probasisterno (ou ferna): Em Tubulifera um par de escleritos na metade posterior do proesterno, algumas vezes fundidas medialmente em Thripidae (Terebrantia).
- prospinasterno: esclerito único, posterior.
- mesopresterno: Esclerito transverso, comumente em formato de canoa, na margem anterior no mesoesterno. Frequentemente reduzido em um par lateral de triângulos.

Estrias e reticulações: marcas na cutícula.

Furca: apódema localizado no meso e metatórax que provê importantes pontos de inserção de músculos, particularmente em Terebrantia. Na maioria das espécies, a furca toma a forma de um par de braços curtos sobressaltados lateralmente, e uma ou ambas as furcas podem ter uma projeção anteromediana, a **espínula**. Em algumas espécies os braços da metafurca são prolongados anteriormente ou em formato de lira.

Gena: região lateral dorsal da cabeça, posterior aos olhos compostos.

Microtríquia: processos da cutícula, pequenos, finos, em formato de espinho ou denteado.

Pelta: tergito abdominal I de tubulíferos, menos desenvolvido que os demais.

Pente póstero-marginal: fileira de microtríquias na margem posterior do tergito abdominal VIII, que pode ser completa ou não e com microtríquias de comprimento, espessura e tamanho da base variáveis.

Placa Metasternal: placa quitinizada na área discal do metasterno de Sericothripinae;

Ponte maxilar: estrutura que liga os estiletos maxilares em alguns tubulíferos, especialmente nos pertencentes à tribo Haplothripini.

Mancha pronotal: placa quitinizada com coloração distinta na área discal do pronoto em Sericothripinae.

Sensilos: estruturas de recepção sensorial localizadas nas antenas, metanoto e abdome, com as seguintes designações:

- Antenas:

- simples: em formato de pelo, cônico.
- bifurcados: em formato de lua.
- convoluto: estende-se pelo segmento antenal III, com voltas (*loops*).

- Metanoto:

- campaniforme: um par, posteriormente, de forma circular.

- Abdome:

- campaniforme: um ou dois pares nos tergitos abdominais.

Triângulo ocelar: triângulo formado pelas linhas imaginárias que unem as margens externas dos três ocelos.

Sulco mediano: depressão mediana nos tergitos abdominais de *Aulacothrips* spp. onde as asas ficam em repouso. Possuem cerdas retentoras de asas lateralmente.

Tubo: segmento abdominal X de tubulíferos.

