

Enkele tips voor lastige bewerkingen  
Ad Mol, 17 september 2022.

Er zijn enkele vragen over lastige prepareer-technische bewerkingen ten behoeve van het determineren van bladwespen.

**Gebruikt instrumentarium:**

Pincet met fijne spits (horlogemakerspincet, INOX nr. 5 of vergelijkbaar) 2x

Schaartje met fijne punt; ik gebruik hiervoor een veerstalen schaartje. 1x

Scherpe scalpel. 1x

Fijne prepareernaald met gebogen punt. 1x



Fig.1. Gebruikt instrumentarium

Thema's

**1. Verwijderen zaag**

De legboor (zaag) van bladwespen bestaat in principe uit 4 delen (zie fig. 3). Het gaat om 2 stevige chitineuze 'geleiders' die meestal over een aanzienlijke lengte met elkaar vergroeid zijn en stevigheid aan de zaag bieden. Alsmede twee 'zaagbladen' die voorzien zijn van echte zaagtanden. Deze zaagbladen kunnen in de lengterichting alternerend heen en weer schuiven en zo een gleufje in de planten zagen waarin de eieren worden afgezet. De zaagbladen dragen een groot aantal zaagtanden die voor het determineren veelal het belangrijkste kenmerk vormen. Voor taxonomische doeleinden kijkt men meestal naar een aantal van de middelste zaagtanden, maar ook de structuur van de zaagsegmenten – soms met rijen stekeltjes - kan van belang zijn. De zaagstructuur kent een eigen terminologie, waarop ik hier niet in zal aan.

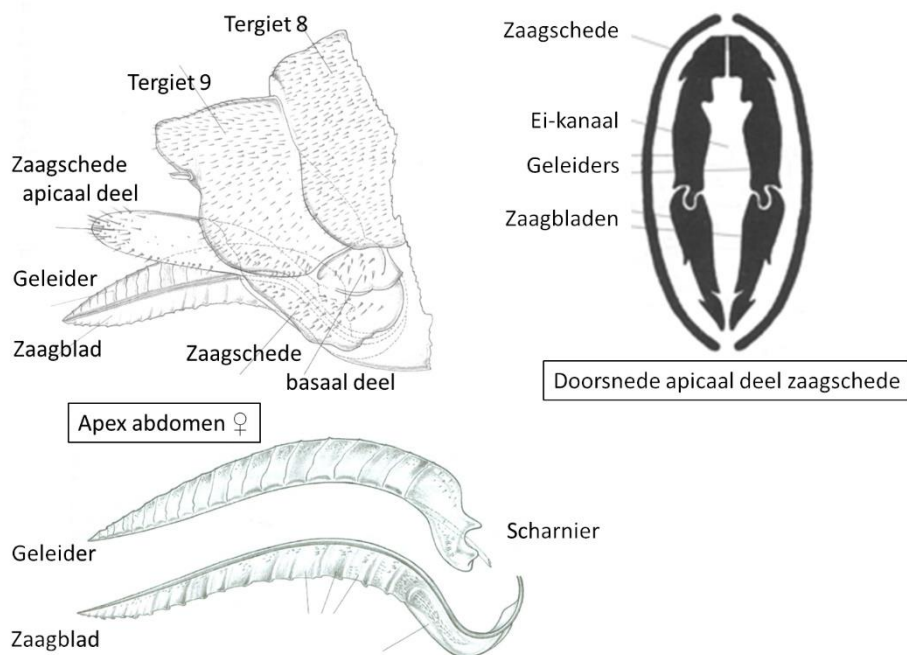


Fig. 2 Apex ♀ abdomen (linksboven) en geleider en zaagblad los (onder)  
 Fig. 3 (rechts) Doorsnede zaagschede ♀

### Verwijderen zaag ♀ bij vers of alcoholmateriaal.

Dit is een lastige opgave, die wat ervaring vraagt. Er zijn geen speciale trucjes voor, maar grofweg twee – vrij bewerkelijke – methoden. Het dier op de rug leggen.:

1. De zaag ligt tussen de twee kleppen die samen de zaagschede vormen (zie figuur 2 rechtsboven). Men kan – met enige handigheid – de scherpe punt van een pincet tussen beide helften van de zaagschede wrikken en door de veerkracht van het pincet de beide helften van de zaagschede uit elkaar duwen. Met het andere pincet kan men de zaag vast pakken en deze voorzichtig uit de zaagschede trekken. Als men geluk heeft blijft de zaag – die aan de kant van het scharnier vast zit – uit de zaagschede. Zo niet, dan kan men het best de zaag zo ver mogelijk aan de basis losknippen.
2. De apex van het abdomen afsnijden of afknippen. Men moet daarbij goed opletten dat de subgenitaalplaat (hypopygium) (zie proeftabel fig. 3.1 rechtsboven) niet wordt beschadigd, omdat deze vaak determinatiekenmerken bevat. Met behulp van de twee pincetten wordt de zaag, inclusief het scharnier, verwijderd.

### Verwijderen zaag ♀ bij gedroogd materiaal.

Bij gedroogde dieren op een speld is het uitprepareren (nog) lastiger. Ook hier grofweg twee vrij bewerkelijke methoden:

1. Achterlijf afbreken en enkele dagen bij kamertemperatuur in 5% KOH-oplossing leggen. Daarna goed spoelen met water en/of alcohol 70% en zaag verwijderen (als boven).
2. Dier opweken in opweekdoos gedurende 1 tot 3 dagen. Gaatje maken in blokje stevig schuim (tempex, itex) van 2,5 à 3 cm dik en opgeweekt dier ondersteboven op het schuim leggen met de speld in het gaatje. Zorg dat er geen poten en/of antennen afbreken. Zaag verwijderen als boven beschreven.

**Nabewerking zaag.** Met name deze zaagbladen en de vorm van de zaagtanden zijn voor de soortherkenning vaak heel belangrijk. Bij sommige bladwespen zijn ook de zaagbladen zelf erg

chitineus en voorzien van zijtanden (veel Diprionidae, sommige *Dolerus*, *Nematinus*). Maar veel vaker zijn ze vrij plat. Ze kunnen op een keverkartonnetje met wateroplosbare insectenlijm worden geplakt (fig. 6 rechts) of met een insluitmiddel tot microscopisch preparaat worden verwerkt. In dit laatste geval verdient het aanbeveling om deze preparaten aan de speld te bevestigen (fig. 6 links) en niet als los preparaat te behandelen. Doet men dit wel dan is de kans groot dat na verloop van tijd dier en preparaat van elkaar gescheiden worden en het materiaal daardoor zijn wetenschappelijke waarde verliest.

## 2. Verwijderen ♂ genitalia

♂ genitalia bevinden zich onder de subgenitale plaat (dier in onderaanzicht bekijken, zie fig. 3.1 rechtsboven in proeftabel). Ze zijn bij vers of alcoholmateriaal eenvoudig te verwijderen met behulp van een fijne prepareernaald met gebogen punt of met een fijn pincet. Gedroogde ♂ moeten net als ♀ één of enkele dagen worden opgeweekt.

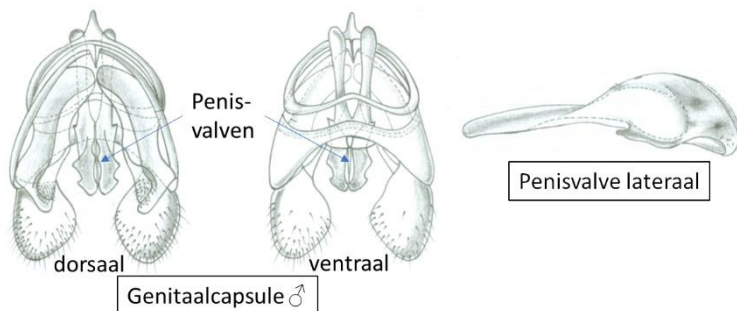


Fig. 4 (links). Genitaalcapsule ♂

Fig. 5 (rechts). Penisvalve ♂ lateraal

**Nabewerking ♂ genitalia.** Bij de genitalia vormen de beide penisvalven het belangrijkste kenmerk. Ook de andere onderdelen van de genitaalcapsule kunnen soortspecifieke kenmerken hebben, maar deze worden in de literatuur weinig gebruikt. De genitaalcapsule is een drie-dimensionale structuur die men aan alle kanten moet kunnen bekijken. Het is daarom niet aan te bevelen om het genitaal te verwerken tot een ingesloten microscopisch preparaat. Beter kan men het genitaal met wateroplosbare insectenlijm op een keverkartonnetje plakken (fig. 6) of het genitaal in een zgn. genitalia buisje in glycerine opbergen en bevestigen aan de speld van de bladwesp (zie figuren 7/8).



6



7/8

Fig. 6. Los geprepareerde genitalia met ingesloten penisvalven en genitaalcapsule op kartonnetje (links)

Fig. 6. Los geprepareerde genitalia met penisvalven en genitaalcapsule los op keverkartonnetje geplakt (rechts)

Fig. 7. Genitalia buisje, zoals in de handel verkrijgbaar

Fig. 8. Genitalia buisje, zelfgemaakt van nylon slangetje (Ø 4 mm) en nylon snaar (Ø 3 mm)

Het is vaak voldoende om alleen de penisvalven te bekijken. De penisvalven zijn niet vast verbonden met de rest van de genitaal-capsule, maar door spieren en membranen. Door het genitaal 2 à 3 dagen bij kamertemperatuur in een 5% KOH oplossing te leggen lossen deze verbindingen gedeeltelijk op en kunnen de penisvalven met twee scherpe pincetten los worden geprepareerd. Men kan de penisvalve het best lateraal bekijken. In het algemeen volstaat het bekijken van één van beide penisvalven, maar er zijn enkele soorten (bijvoorbeeld *Cladius compressicornis*) met asymmetrische penisvalven.

Let er bij het droog prepareren op dat de onderzijde van het dier en alle vier de vleugels zichtbaar zijn. Dus niet als fig. 9 en 10, maar zoiets als fig. 11.



Fig. 9 en 10. Niet zo!



Fig. 11. Maar bijvoorbeeld zo!

### 3. Bladwespen uit alcohol droog prepareren

In het algemeen is droog geprepareerd materiaal van bladwespen beter te determineren dan alcoholmateriaal doordat het beter van alle kanten kan worden bekeken is en de oppervlaktesculptuur en andere details beter zichtbaar zijn. Het voordeel van alcoholmateriaal is echter dat je het tijdens excursies kunt verzamelen en niet meteen hoeft te prepareren. Daarom combineren specialisten soms beide methoden. Maar als je in zo'n geval onvoldoende aandacht aan het prepareren schenkt, dan kan het resultaat flink tegenvallen. Als je bladwespen zo uit de alcohol haalt en laat drogen, dan plakkend de vleugels namelijk aan elkaar en aan het lijf zodat je vaak een onbruikbare kledder overhoudt. Kees van Achterberg (Naturalis) heeft een methode beschreven die goede resultaten oplevert (Van Achterberg, 1982), maar die helaas gebruik maakt van chemicaliën die schadelijk zijn voor de gezondheid en daarom niet is aan te bevelen.

Ik pas zelf de volgende methode toe. Je krijgt de beste resultaten als je materiaal gefixeerd en bewaard is in 70% ethanol zonder bijmenging van andere stoffen, zoals formaline. Is de concentratie alcohol lager, dan zijn de dieren meestal slecht gefixeerd en het resultaat valt altijd tegen. Is de concentratie alcohol veel hoger dan 70% dan wordt het materiaal vaak hard en stijf en is daarna nog slecht te prepareren. Datzelfde geldt voor oud materiaal dat al enkele jaren in de alcohol staat.

Het materiaal dat ik droog wil prepareren doe ik gedurende 5 à 15 minuten in een buisje absolute alcohol (100% is het best, maar is erg duur), dus gebruik ik alcohol 98%. De bedoeling hiervan is dat de 30% water uit de 70% alcohol in de vleugels, poten en antennen zoveel mogelijk wordt vervangen door alcohol. Dit is belangrijk omdat alcohol veel sneller verdampt dan water. Vervolgens leg ik de dieren nat en wel ondersteboven op een glazen ondergrond (fig. 12).



12/13

Fig. 12. Bladwesp uit de alcohol 98% op glazen ondergrond

Fig. 13. Dezelfde bladwesp met de vleugels naar voren geschoven, klaar om op te drogen.

Ik gebruik daarvoor objectglasjes uit de microscopie. Door het aanhangende 98% alcohol plakken de vleugels aan de glazen ondergrond, maar laten zich nat vrij gemakkelijk naar voren schuiven door een fijn pincet achter de grootste aderen te plaatsen (fig. 13). Dit dient langzaam en voorzichtig te gebeuren omdat het nog natte vleugelmembraan gemakkelijk scheurt. Is de alcohol verdampt voordat je tevreden bent met het resultaat, dan druppel je met een pipetje een klein beetje alcohol 98% op de vleugels en begint opnieuw.

Na ca. 10 minuten is alle oppervlakkige alcohol verdampt en zijn de vleugels vlak opgedroogd.

Voorzichtig en zachtjes blazen kan helpen. Eventueel de genitalia er halen uit op de bovenbeschreven wijze, een speld door het borststuk, de vleugels fixeren met een paar spelden en verder laten drogen.

#### **4. Bladwespen droog bewaren om later op te zetten**

Dat kan in de diepvries in een afgesloten buisje. Om schimmel tegen te gaan een korreltje Thymol er bij, het hoeft maar één korreltje per bladwesp te zijn.