

Wildbienen und Wespen in Nisthilfen bestimmen

Ein Bestimmungsschlüssel für Deutschland

2. vollständig überarbeitete Neuauflage

RATGEBER





Ein Männchen der Schötterich-Mauerbiene (*Osmia brevicornis*) wartet in einer Nisthilfe auf besseres Ausflugs Wetter.

Vorwort

Im Herbst 2017 erschütterte die sogenannte Krefelder Studie mit ihrem Ergebnis die Öffentlichkeit und Politik: Innerhalb von 27 Jahren ist die Biomasse flugfähiger Insekten in Naturschutzgebieten um mehr als 75 Prozent zurückgegangen¹. Zwar war der Rückgang zahlreicher Insektengruppen für die Wissenschaft keine neue Erkenntnis, doch der Krefelder Studie gelang, was vorherigen Studien und Roten Listen nicht gelungen war: Das Thema Insektensterben in die Gesellschaft hineinzutragen und ein Bewusstsein für die Bedeutung von Insekten und ihren Lebensräumen zu schaffen.

In der Folge der Veröffentlichung wurde ein Volksbegehren in Bayern erfolgreich auf den Weg gebracht, das Nachahmer in anderen Bundesländern fand. Es wurden Monitoringprogramme entwickelt, um zukünftig die Ursachen des Insektensterbens ergründen und wirkungsvolle Maßnahmen dagegen ergreifen zu können. So gar ein nationales Monitoringzentrum zur Biodiversität wurde eingerichtet und ein Insektenschutzgesetz verabschiedet. Das Engagement in der Bevölkerung für Insekten wurde durch zahlreiche bunte Blühstreifen in der Landschaft sichtbar. Auch spiegelte sich dies im großen Zuspruch für Citizen-Science-basierte Projekte wie das *Insekten-Monitoring Schulnetz* und das *Wildbienen-Monitoring in Agrarlandschaften* wider, bei denen Daten gesammelt und Wissen über die Verbreitung und Häufigkeit von Wildbienen, Wespen und ihren Gegenspielern gewonnen wurden, die sich mit den Landschaftsmerkmalen in Zusammenhang bringen lassen.

Dank ihrer Bedeutung für die Erhaltung von Ökosystemen und ihren vielfältigen Ökosystemleistungen stehen Insekten, insbesondere Wildbienen, im Zentrum gesellschaftlicher Diskussionen und wissenschaftlicher Untersuchungen. Dennoch nehmen Wildbienen und andere blütenbesuchende Insektengruppen weiterhin ab und sind häufig in ihren Beständen gefährdet².



Wir wünschen viel Freude
beim Kennenlernen der
hohlraumnistenden
Wildbienen und Wespen
Deutschlands.

Swantje Grabener,
Lara Lindermann,
Susanne Schiele,
Lennart Bendixen,
Felix Fornoff,
Sebastian Hopfenmüller,
Johanna Stahl und
Petra Dieker



universität freiburg

Das Engagement Hunderter Ehrenamtlicher im Wildbienen-Monitoring sowie die unzähligen wissenschaftlichen Arbeiten an hohlraumnistenden Wildbienen von Studierenden und Doktorierenden in den vergangenen Jahrzehnten haben uns motiviert, diesen Bestimmungsschlüssel zu erstellen. Herzlichen Dank all jenen, die den Schlüssel getestet und mit ihren Rückmeldungen zur Verbesserung und Erweiterung dieser zweiten Neuauflage beitragen haben.

Hinweise zur Nutzung des Bestimmungsschlüssels

Das vorliegende Werk ist für die Bestimmung hohlraumnistender Wildbienen und Wespen sowie ihrer Gegenspieler in Nisthilfen konzipiert. Die Merkmale, die im Schlüssel herangezogen werden, beruhen auf Ansichten von Brutzellen, wie sie typischerweise in Nisthilfen aus Holz oder aus Schilfröhrchen vorzufinden sind.

Das nachgewiesene Artenspektrum ist in beiden Nisthilfe-Typen nach bisherigem Wissensstand weitgehend identisch, wenn auch Schilfröhrchen gelegentlich kleinere Niströhrendurchmesser aufweisen und dadurch einige besonders kleine Arten beherbergen können. Darüber hinaus kann das Ausgangsmaterial der Nisthilfen sowie der Röhrendurchmesser die Form der angelegten Brutzellen beeinflussen. Zudem unterscheidet sich gegebenenfalls die Ansicht, je nachdem ob eine Brutzelle geöffnet wurde oder beispielsweise unter einer transparenten Folie von außen betrachtet wird, da in letzterem Fall die Brutzellenauskleidung von außen sichtbar ist. Deshalb werden für alle bestimmbar Arten und Artengruppen (Taxa), sofern verfügbar, Fotos von beiden Nisthilfe-Typen abgebildet.

Die im Bestimmungsschlüssel gezeigten Fotos stellen typische Brutzellen der vorgestellten Taxa dar. Die zur Bestimmung herangezogenen Merkmale sind so gewählt, dass sie die Variabilität der Nester der jeweiligen Taxa abdecken. Abweichende Brutzellen können dadurch entstehen, dass mehrere Taxa in einer Niströhre Nester hintereinander anlegen. Sie können jedoch auch auf das Vorhandensein von Gegenspielern, Parasitoiden, Pilzen, Bakterien und Viren, abgestorbenen Larven oder Umweltgifte hinweisen. Aus diesem Grund ist es ratsam, für den Einstieg in die Bestimmung ausschließlich komplette Nester mit Larven bzw. Kokons und Verschluss heranzuziehen und im Zweifel mehrere Bestimmungswege auszuprobieren.

Der vorliegende Bestimmungsschlüssel richtet sich an Naturbegeisterte, die sich für Insekten interessieren und einen Einstieg in die Bestimmung von hohlraumnistenden Wildbienen, Wespen und deren Gegenspieler erhalten möchten. Darüber hinaus eignet sich der Bestimmungsschlüssel auch für den Einsatz in wissenschaftlichen Arbeiten und für Monitoringaktivitäten.



Holznisthilfen (oben links); Nisthilfe-Brettchen einer Holznisthilfe in der Aufsicht (oben rechts); Nisthilfen aus Schilfröhrchen (unten links); geöffnete Schilfröhrchen (unten rechts).

- 1. EINFÜHRUNG | S. 8
- 2. BESTIMMUNGSSCHLÜSSEL | S. 16
- 3. VORSTELLUNG DER HOHLRAUMNISTENDEN WILDBIENEN,
WESPEN UND IHRER GEGENSPIELER | S. 42
 - 3.1 BEGRIFFS- UND ZEICHENERLÄUTERUNGEN | S. 44
 - 3.2 ARTENKALENDER | S. 46
 - 3.3 WILDBIENEN | S. 50
 - 3.4 WESPEN | S. 78
 - 3.5 GEGENSPIELER | S. 110
- 4. ANHANG | S. 136
 - 4.1 ARTENREGISTER | S. 137
 - 4.2 LITERATUR | S. 146



Ein früh im Jahr fliegendes Weibchen der Gehörnten Mauerbiene (*Osmia cornuta*) sammelt an einer Traubenhyazinthe.

1.

EINFÜHRUNG



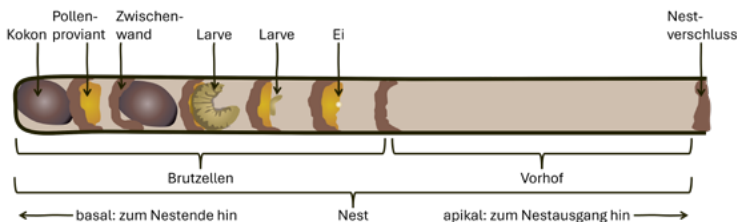
Eine Mauerbiene (*Osmia* sp.) im Anflug auf eine Holznisthilfe.

VON WILDBIENEN UND WESPEN

In Deutschland wurden bisher über 600 Wildbienenarten nachgewiesen³. Viele von ihnen sind als Bestäuber von großer Bedeutung für die Ökosysteme, in denen sie leben⁴. Sie sind zudem essenziell für eine vielfältige Ernährung. Über 70 % aller Kulturpflanzenarten sind teilweise oder vollständig auf Insektenbestäubung angewiesen⁵, darunter Erdbeeren, Kirschen, Kürbisse und Tomaten. Berechnungen zufolge beläuft sich der ökonomische Wert der von Insekten bereitgestellten Bestäubungsleistung in Deutschland auf ca. 3,8 Milliarden Euro jährlich⁶.

Allerdings sind nicht alle Bienen besonders effektive Bestäuber. So sind beispielsweise kleine Maskenbienen nahezu haarlos und tragen den gesammelten Pollen im Kropf zurück zum Nest. Andere Bienenarten, wie Kuckucksbienen, sammeln selbst keinen Pollen, sondern legen ihre Eier, ähnlich wie der Kuckuck, in bereits verproviantierte Nester anderer Wildbienenarten. Trotzdem ist auch ihr Schutz wichtig, denn laut der aktuellen Roten Liste gilt etwa die Hälfte aller Bienenarten in Deutschland als gefährdet oder sogar als verschollen⁷.

Während Wildbienen als pelzige Bestäuber in der Gesellschaft viel Sympathie genießen, verbinden viele Menschen den Begriff „Wespen“ oft mit ungeliebten Gästen, die uns im Spätsommer beim Kuchenessen lästig werden.



Schematischer Aufbau des Nests einer Roten Mauerbiene (*Osmia bicornis*) mit Angabe wichtiger, in dieser Bestimmungshilfe verwendeter Bezeichnungen. Anders als hier zur Veranschaulichung gezeigt, befinden sich die Individuen in einem Nest in der Regel in einem ähnlichen Entwicklungsstadium.

Doch ein Blick über den Tellerrand zeigt, dass wehrstacheltragende (aculeate) Wespen wertvolle natürliche Schädlingsbekämpfer sind⁸. Denn der Wespen-Nachwuchs wird je nach Art beispielsweise mit Käferlarven, Schmetterlingsraupen oder Blattläusen versorgt. Somit nehmen Wespen eine wichtige Rolle im ökologischen Gleichgewicht ein. Nach der aktuellen Roten Liste in Deutschland gelten etwa 46 % der rund 630 aculeaten Wespenarten als gefährdet oder bereits verschollen⁹.

Übrigens: Wildbienen gehören, wie die aculeaten Wespen, zur Gruppe der Stechimmen. Der Name deutet bereits auf ihr gemeinsames Merkmal hin: den Wehrstachel. Dieser hat sich im Laufe der Evolution aus einem Eierlegestachel entwickelt. Daher besitzen nur die Weibchen einen Stachel, während die Männchen weitgehend wehrlos sind. Darüber hinaus gibt es wehrstachellose Wespentaxa, wie beispielsweise Goldwespen. Neben den Stechimmen gibt es auch weitere Wespenarten, die in Nisthilfen nachgewiesen werden können. Bei diesen ist kein Wehr-, sondern ein Legestachel vorhanden, mit welchem Eier in bzw. an Larven der nestbauenden Stechimmen gelegt werden, um sich als Parasitoide dort zu entwickeln.

ÖKOLOGIE UND LEBENSRAUMANSPRÜCHE VON WILDBIENEN UND ACULEATEN WESPEN

Wildbienen und aculeate Wespen sind in fast allen Lebensräumen in Deutschland anzutreffen. Der Großteil jener Arten, die in Nisthilfen beobachtet werden können, kommt in offenen Landschaften, an Waldrändern, in lichten Wäldern und im Siedlungsraum vor. Neben dem richtigen Standort benötigen die Arten jedoch auch ein ausreichendes und passendes Nahrungsangebot sowie geeignete Nistmöglichkeiten. Zusätzlich brauchen sie Nistmaterial zum Anlegen des Nests, zum Auskleiden der Brutzellen und Verschließen der Niströhre. Mauerbienen wie *Osmia bicornis* und *O. cornuta* oder Mörtelwespen der Gattung *Sceliphron* nutzen dafür beispielsweise Lehm als Nistmate-

rial. Die Garten-Wollbiene *Anthidium manicatum* polstert ihr Nest hingegen mit abgeschabten Pflanzenhaaren aus. Alle diese Requisiten müssen in einer Flugdistanz von einigen hundert Metern vom Nest erreichbar sein¹⁰, damit sich eine neue Generation erfolgreich entwickeln kann.

Auf der Suche nach geeigneten Lebensräumen können Stechimmen kilometerweit fliegen und erreichen so potenziell auch Nistressourcen, die weiter entfernt von ihrem Schlupfort liegen. Da die Ansprüche aber hinsichtlich der lokalen Ressourcenverfügbarkeit, insbesondere bei hochspezialisierten Arten, sehr hoch sind, haben die tiefgreifenden Veränderungen in der Landschaft in den vergangenen Jahrzehnten maßgeblich zu ihrem Rückgang beigetragen¹¹. Das einst abwechslungsreiche Mosaik bestehend aus Weiden, Wiesen, Acker- und Brachflächen mit eingestreuten Feldgehölzen und Hecken, ist vielerorts homogenen Landschaften gewichen.



Ein begattetes Weibchen legt ein Nest an. Dafür sammelt es Pollen und verproviantiert damit die Brutzellen. In jede Zelle legt es auf den Pollenproviant ein einzelnes Ei.



Nach wenigen Tagen schlüpfen die Larven und ernähren sich vom Pollenproviant.



Binnen weniger Wochen haben die Larven den Pollenproviant verzehrt und entwickeln sich zum Überdauerungsstadium, hier zum Kokon, in welchem sie den Winter verbringen.



Die Tiere können monatelang bis zu ihrem Schlupf mit minimaler Stoffwechselaktivität den Winter überdauern.



Im kommenden Frühjahr schlüpfen die Bienen.

Lebenszyklus einer hohlraumnistenden Wildbiene am Beispiel der Gehörnten Mauerbiene (*Osmia cornuta*).

Durch die Aufgabe der Landnutzung auf sogenannten Grenzertragsstandorten sind wertvolle Lebensräume mit einem vielfältigen Angebot an blühenden Pflanzen und Nistplätzen verbuscht. Fortschritte in der Tier- und Pflanzenzüchtung, der vermehrte Einsatz chemisch-synthetischer Dünger und Pflanzenschutzmittel sowie die damit verbundene intensive Bewirtschaftung landwirtschaftlicher Flächen haben dazu geführt, dass artenreiches Grünland, blütenreiche Feldraine und andere einst typische Landschaftselemente weitgehend verschwunden sind. Gleichzeitig stieg die Zahl der Siedlungs- und Verkehrsflächen im städtischen Umland, was wiederum zu einer weiteren Zerschneidung und Fragmentierung von Lebensräumen führte.

NISTHILFEN – WERTVOLLE ERFASSUNGSMETHODIK FÜR FORSCHUNG, MONITORING UND UMWELTBILDUNG

„Insektenhotels“ erfreuen sich allgemein großer Beliebtheit in der Gesellschaft. An warmen Frühlings- und Sommertagen können emsige Flugkünstlerinnen beobachtet werden, die ein- und ausfliegen, beladen mit Nistmaterial und Proviant für ihren Nachwuchs. Der Begriff „Insektenhotel“ passt allerdings, aus fachlicher Sicht, nicht wirklich zu dem, was sich in Röhren abspielt. So bevorzugen es



Extensiv genutztes, artenreiches Grünland (links) sowie Ackerflächen, die von Blühstreifen, Säumen und Hecken umgeben sind (rechts), veranschaulichen exemplarisch, wie vielfältige Nahrungs- und Nistressourcen in unterschiedlichen Landschaftstypen die Grundlage für das Vorkommen einer hohen Wildbienendiversität bilden.

Fachleute, von "Nisthilfen" oder "trap nests", also Nestfallen, zu sprechen. Zum leichteren Verständnis verwenden wir im vorliegenden Werk ausschließlich den Begriff „Nisthilfe“.

In der Biodiversitätsforschung werden Nisthilfen als Standarderfassungsmethode für hohlraumnistende Stechimmen und ihre Gegenspieler verwendet¹¹. Etwa 8 % der Wildbienen- und 19 % der acueaten Wespenarten, die in Deutschland als heimisch gelten, nehmen Nisthilfen als Bruthabitat an und können mit dieser Methodik nachgewiesen werden. Neben der Möglichkeit, Aussagen zur Diversität und Häufigkeit ihrer Bewohner zu treffen, bieten Nisthilfen viele weitere Vorteile: Sie lassen beispielsweise Rückschlüsse auf genutzte Nahrungsressourcen zu und geben Einblicke in Parasitoid-Wirt-Beziehungen, sogenannte trophische Netzwerke. Zudem kann anhand des eingetragenen Pollens die Pestizidbelastung abgeschätzt werden.

Bei der Datenerhebung gibt es grundsätzlich zwei Herangehensweisen. Bei der ersten Möglichkeit, in deren Zusammenhang regulär der Begriff „Nisthilfe“ verwendet wird, werden Holznisthilfen aufgestellt, die aus einzelnen Brettchen mit eingefrästen, halboffenen Niströhren bestehen, welche wiederum mit einer Gewindestange oder einem Gurt zusammengehalten werden. Die Datenerhebung erfolgt durch das Auseinandernehmen der Brettchen und die Dokumentation der in den Röhren vorhandenen Nester, z. B. über Fotos. Dies ermöglicht das mehrfache Dokumentieren der Nestanlage über die Saison hinweg und somit das jahreszeitliche Auftreten (Phänologie) und die Larvalentwicklung zu erfassen. So kann der gesamte Entwicklungszyklus – vom Ei über die Verpuppung hin zum adulten Tier – nachverfolgt werden. Dadurch lassen sich auch Arten nachweisen, die kurze Entwicklungszeiten und mehreren Generationen im Jahr aufweisen und die binnen weniger Wochen zum Schlupf gelangen. Daneben

können auch solche Arten nachgewiesen werden, die als adulte Tiere außerhalb der Nisthilfen überwintern. Auch trophische Interaktionen mit Kuckucksbienen, Räubern, Parasiten und Parasitoiden können so erfasst werden. Eine langfristige monatliche Dokumentation der Belegung von Nisthilfen ermöglicht es sogar, Veränderungen im jahreszeitlichen Auftreten, der sogenannten Phänologie, als Reaktion auf klimatische Veränderungen sichtbar zu machen. Nicht alle in den Nisthilfen auf diese Art dokumentierten Taxa können auf Artebene bestimmt werden. Allerdings kann das nach dem Schlupf in den Niströhren zurückbleibende Material, darunter Larvenproviand, Kotballen, nicht entwickelte Larven und Nistmaterial, für molekulare Analysen genutzt werden, um die Nisthilfenbewohner und ihre genutzten Ressourcen anhand ihrer hinterlassenen DNA-Spuren bis auf Artniveau zu bestimmen. Die so beprobten Nisthilfen verbleiben am Standort und die schlüpfenden Tiere können in ihrem ursprünglichen Habitat verbleiben.

Die zweite Möglichkeit der Erfassung bezieht sich auf die sogenannten „trap nests“, also Nestfallen, welche in der Regel aus einem Stück PVC-Rohr bestehen, in welches Schilfröhrchen mit unterschiedlichen Halmdurchmessern gesteckt werden, die hohlraumnistenden Stechimmen als Nistplätze dienen. Am Ende der Saison, etwa im Oktober, werden diese Nisthilfen vom Standort entnommen und die Röhrchen durch vorsichtiges frontales Aufhebeln geöffnet. Somit kann die Determination der Nester auch mit optischen Hilfsmitteln, in der Regel mithilfe eines Binokulars, erfolgen. Unter kontrollierten Bedingungen, z. B. in einem klimatisierten Labor, schlüpfen die Adulten und eine direkte Zuordnung des Larval- zum Adultstadium ist möglich. Hierdurch können respektive Daten auf Artebene, sowohl der nestbauenden Tiere als auch ihrer Gegenspieler, erhoben werden. Solche Nisthilfen aus Schilfmaterial werden regelmäßig in wissenschaftlichen Studien eingesetzt. Im Vergleich zu Nisthilfen aus Holzbrettchen

erfordert das Bearbeiten von Nisthilfen aus Schilfmaterial mehr Erfahrung der Bearbeitenden bzw. ein gewisses 'Fingerspitzengefühl' bei der Nestöffnung.

Insbesondere Holznisthilfen eignen sich aufgrund der einfachen Handhabung und der durch Fotodokumentation belegbaren Datenbasis für den Einsatz in Citizen-Science-basierten Monitoringprogrammen¹². Unabhängig von vorhandenen Artenkenntnissen können Naturbegeisterte an standardisierten Erfassungsprogrammen teilnehmen, Daten mithilfe von Fotos erheben und damit unser Wissen über die Verbreitung und Häufigkeit hohlraumnistender Stechimmen und den mit ihnen assoziierten Arten erweitern. Nicht zuletzt sind Holznisthilfen ein schönes Instrument etwa für Schulklassen oder generationsübergreifende Tandems, um gemeinsam in die faszinierende Welt der Wildbienen und Wespen einzutauchen.

2.

BESTIMMUNGSSCHLÜSSEL



Eine weibliche Zungenzwergwespe (*Passaloecus* sp.) mit einer Blattlaus im Anflug auf ihr Nest.

Für die Bestimmung von Wildbienen und aculeaten Wespen in Nisthilfen sollten möglichst mehrere Brutzellen herangezogen werden, um eine fundierte Beurteilung zu ermöglichen. Es kommt nicht selten vor, dass in einer Niströhre verschiedene Taxa nacheinander ihre Nester angelegt haben. In den meisten Nestern werden die Brutzellen für den weiblichen Nachwuchs, der aus befruchteten Eiern schlüpft, zuerst angelegt. Diese Zellen sind etwas größer, enthalten mehr Proviant, und die Larve bzw. Puppe wird entsprechend größer. Kokons für den männlichen Nachwuchs, der bei Stechimmen aus unbefruchteten Eiern entsteht, befinden sich am apikalen Ende der Niströhre. Die männlichen Tiere schlüpfen zuerst und suchen aktiv nach Weibchen, was sicherstellt, dass keine Inzucht vorkommt.

Es ist eher die Regel als die Ausnahme, dass nicht alle Eier eine vollständige Entwicklung durchlaufen, sondern bereits während der Larvalentwicklung absterben oder als Larve überwintern. Zudem gibt es eine Reihe von Gegenspielern. Manche machen sich über den mühsam gesammelten Brutzellenproviant her, andere ernähren sich direkt von den Wirtslarven, und räuberische Besucher plündern mitunter ganze Niströhren. Dadurch kann sich das Aussehen des Nestes der Wirte stark verändern. Wenn kein eindeutiges Bestimmungsergebnis erzielt werden kann, ist es ratsam, den Schlüsselanhang „Sonderfälle: Nester mit Gegenspielern“ (Seite 35) zu konsultieren.

Bei den abgebildeten typischen Brutzellen ist die Nestöffnung stets auf der rechten Seite dargestellt. Die Richtung zur Nestöffnung hin wird als apikale Seite, die entgegengesetzte Richtung als basale Seite bezeichnet.

ANLEITUNG

Je nachdem ob Larven, Kokons, Nahrungsressourcen oder Nistmaterial als Bestimmungsmerkmale herangezogen werden, weist eine rechtsbündige Nummerierung darauf hin, welcher Zahl zur weiteren Bestimmung zu folgen ist. Auf diese Weise wird durch den Schlüssel geleitet, bis eine finale Zuordnung die Bestimmung des gesuchten Taxons abschließt.

1

a) Brutzelle (nahezu) vollständig mit intransparentem Material (Lehm, Harz, Blattstückchen, abgeschabte Holz- oder Pflanzenfasern) ausgekleidet, sodass der Brutzelleninhalt komplett oder größtenteils verborgen bleibt. → 2

b) Brutzelleninhalt (Larven, Kokons, gegebenenfalls Nahrung oder Faeces) sichtbar oder Brutzellen mit transparenter Seide (cellophanartig) ausgekleidet.

Im Zweifel: Bei einigen Arten sind entweder keine Zwischenwände vorhanden oder der Kokon (pergamentartig oder aus weißem Gespinnst) ist mit der Zwischenwand verbunden. → 11

2

1a

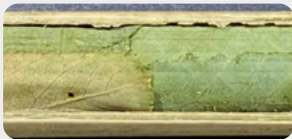
a) Brutzellen mit pflanzlichem Material (Blätter, Holz- oder Pflanzenfasern) ausgekleidet. → 3

b) Brutzellen mit Lehm, Harz oder einem Gemisch aus beidem ausgekleidet. → 6

3

2a

a) Brutzelle mit großen Blattstückchen zigarrenartig ausgekleidet.



Blattschneiderbienen
Gattung *Megachile* partim



Seite 70

b) Brutzelle mit hellen, wollähnlichen Holz- oder Pflanzenfasern ausgekleidet. → 4

4

← 3b

a) Auskleidung der Brutzellen mit hellbraunen gröberen abgeschabten holzartigen Pflanzenfasern. Kokons durch das Material nicht zu erkennen.



Wald-Pelzbiene

Anthophora furcata (PANZER, 1798)



Seite 76

b) Auskleidung der Brutzellen fein wollähnlich. Dunkle Kokons können durchscheinen. → 5

5

← 4b

33a

a) Brutzellenauskleidung reinweiß und sehr fein. Im Nest befinden sich keine weiteren Baumaterialien als Pflanzenwolle. Dunkelbraune Kokons scheinen durch die Pflanzenfasern hindurch. Kokons durchschnittlich bis 8 mm lang. Fehlt im Norden Deutschlands.



Östliche Zwergwollbiene

Pseudoanthidium nanum (MOCSÁRY, 1881)



Seite 75

b) Brutzellenauskleidung weiß bis schmutzig-weiß, gelblich bis rötlich. Im Nest werden in der Regel weitere Materialien (Steinchen, Holz, Moos) verbaut. Die Brutzellenwände sind oft mit Pflanzensekreten imprägniert und dadurch deutlich zu erkennen. Kokons scheinen nicht oder nur sehr undeutlich durch die Pflanzenwolle hindurch. Kokons durchschnittlich größer, 10 bis 16 mm lang.



Garten-Wollbiene

Anthidium manicatum (LINNAEUS, 1758)



Seite 74

6

← 2b

a) In der Niströhre befinden sich Tönnchen aus Lehm. Die Tönnchen setzen sich deutlich von der Niströhre ab. Inhalt der Brutzellen ohne Öffnen der Tönnchen an keiner Stelle erkennbar.

→ 7

b) Brutzellen innerhalb der Niströhren nicht abgesetzt, sondern Baumaterial mit der Niströhrenwand verbunden bzw. berührt diese überall. Wenn Lehm als Baumaterial verwendet wurde, dann Brutzellen bis an die Niströhrenwand ausgemörtelt.

→ 8

7

← 6a

a) Tönnchen < 1 cm lang und wulstig.



Tönnchen-Wegwespe

Auplopus carbonarius (Scopoli, 1763)



Seite 99

b) Tönnchen > 1 cm lang mit glatter Oberfläche und oft mit Flaschenhals-Form. Fehlt (bisher) im Norden.



Mörtelwespen

Gattung *Sceliphron*



Seite 96

8

← 6b

a) Brutzellen größtenteils mit klebrigem Harz ausgekleidet, teilweise mit Beimengungen. Nur in großen Niströhren mit einem Durchmesser ab 7 mm. Nestverschluss aus Lehm, Harz oder einer Mischung aus beidem.



Asiatische Blattschneiderbiene

Megachile sculpturalis Smith, 1853



Seite 73

8

b) Brutzellen mit Lehm ausgekleidet.



9

9

← 8b 13b

a) Niströhren-Durchmesser meist < 8 mm. Zellen oft nicht ganz mit Lehm ausgemörtelt. Kokon erscheint schmutzig-weiß bis bräunlich. Larvenproviand ist meist ein feuchtes dunkel-violettes Pollen-Nektargemisch vom Natternkopf (*Echium*), der manchmal in den Brutzellen zu erkennen ist.



Natternkopf-Stängelbiene
Hoplitis adunca (PANZER, 1798)



Seite 60

b) In großen Niströhren mit einem Durchmesser ab 7 mm. Zellen meist ganz mit Lehm ausgemörtelt. Nestverschluss aus Lehm mit Harz überzogen oder aus Pflanzenfasern.



10

10

← 9b

a) Zwischenwände und Nestverschluss mit einer Harzschicht überzogen. Harzschicht häufig undeutlich.



Platterbsen-Mörtelbiene
Megachile ericetorum LEPELETIER, 1841



Seite 72

b) Zwischenwände ohne Harzschicht und Nestverschluss aus Pflanzenfasern.



Glatte Kahlwespe
Gymnomerus laevipes (SHUCKARD, 1837)



Seite 108

11

1b

a) Niströhre komplett mit Pollen ausgefüllt, Kokons liegen oft schräg und unregelmäßig darin verteilt. Bei kleinen Röhrendurchmessern können die Kokons in regelmäßigen Abständen hintereinanderliegen. Verschluss relativ dick aus Pflanzenmörtel.



Schöterich-Mauerbiene

Osmia brevicornis (FABRICIUS, 1798)



Seite 59

b) Kein Pollen erkennbar oder wenn Pollen vorhanden, dann deutliche Zwischenwände zwischen einzelnen Brutzellen vorhanden. → 12

12

11b

a) Zwischenwände der Brutzellen und oft auch der Nestverschluss aus mineralischem Mörtel (Lehm). → 13

b) Zwischenwände der Brutzellen aus organischem Material: Pflanzenstückchen, Mulm oder Pflanzenmörtel (zerkautes Blatt- oder Holzmaterial), Cellulose (Aussehen wie Frischhaltefolie) oder Harz, zum Teil auch mit Steinchen. In manchen Fällen kann die Anordnung der zum Nestbau verwendeten Materialien sehr ungeordnet wirken, wodurch eine Abgrenzung der einzelnen Zellen kaum zu erkennen ist. → 20

13

12a

a) Zwischenwände deutlich abgegrenzt und Larve bzw. Kokon berührt direkt die Niströhrenwand. → 14

b) Brutzellen ansatzweise ausgemörtelt. Zwischenwände daher nicht ganz deutlich abgesetzt und diese gehen beidseits in eine Lehm-Mörtel- auskleidung über. → 9

GUT ZU WISSEN

Lehm kann ein breites Farbspektrum aufweisen von fast schwarz über gräulich, bräunlich bis rötlich und innerhalb eines Nests variieren. Dem werden Beimengungen aus körpereigenen Sekreten der nestbauenden Weibchen hinzugefügt. Die Unterscheidung zwischen Lehm und Pflanzenmörtel ist nicht einfach. Im Zweifel müssen beide Möglichkeiten überprüft werden.

14 ← 13a

a) Kokons oval-kugelig, dunkel, verhältnismäßig groß und nehmen fast den gesamten Raum der Brutzelle ein. Larvenproviant ist Pollen, der bei fertig entwickelten Kokons nicht mehr sichtbar ist. Niströhrendurchmesser ab 5 mm. → 15

b) Kokons anders. → 16

15 ← 14a

a) Dunkelbraune bis blau-grau-lilafarbene, seidig glänzende Kokons mit weißem Gespinst, die eher locker in der Zelle liegen. Pollen und Zwischenwände wirken trocken.



Rote Mauerbiene

Osmia bicornis (LINNAEUS, 1758)



Seite 54

b) Blau-rötliche matte Kokons mit orangebraunem Gespinst, diese liegen an der Zellwand an. Pollen und Zwischenwände können feucht wirken, gelblicher Nektar zieht bei Holznisthilfen oft in das umgebende Holz ein.



Gehörnte Mauerbiene

Osmia cornuta (LATREILLE, 1805)



Seite 55

16 ← 14b

a) Kokons sind leicht transparent, direkt nach der Verpuppung hell, später dunkeln die Kokons aus. Sie füllen annähernd die gesamte Brutzelle aus. Larvenproviant ist Pollen. Nur in kleinen Nist-röhrendurchmessern unter 5 mm. Ovale Kotkrü-melchen am apikalen Brutzellenende erkennbar. Verschluss mit Nektar verklebt, daher dieser sehr fest und häufig verschimmelt. Zellwand und Ver-schluss aus braunem Pflanzenmörtel. → 17

b) Kokons anders, keine ovalen Kotkrümelchen er-kennbar, tierischer Larvenproviant. → 19

17 ← 16a

a) Pollen knallgelb, Reste davon meist auch nach der Verpuppung sichtbar und in den Kokon einge-woben. Nestverschluss aus Sand-Lehm-Gemisch mit groben Steinchen (Quarzkörnchen) besetzt. Häufig Interkalarzellen (Leierzellen) zwischen ver-proviantierten Zellen vorhanden.

UNTERSCHIEDUNGSMERKMALE ZU ÄHNLICHEN TAXA

Aufgrund des ähnlichen Röhrendurchmessers und des knall-gelben Pollens kann mitunter eine Ähnlichkeit zu Lächerbie-nen *Heriades* spp. bestehen. Neben dem unterschiedlichen Baumaterial ist der Kokon von Scherenbienen verhältnismä-ßig länger (mindestens doppelt so lang wie breit) und füllt fast die gesamte Brutzelle aus. Bei Lächerbienen ist der Ko-kon meist kürzer und nimmt nur einen Teil der Brutzelle ein.



Hahnenfuß-Scherenbiene

Chelostoma florissomne (LINNAEUS, 1758)



Seite 67

b) Pollen hellblau, violett oder wenn gelblich, dann hellgelb. Keine Interkalarzellen vorhanden. → 18

18 ← 17b

a) Nestverschluss mit feinem Sand glatt verputzt. Kokons nicht länger als 6 mm. Niströhren meist mit Durchmesser kleiner 2,5 mm.

UNTERSCHIEDUNGSMERKMALE ZU ÄHNLICHEN TAXA

Bei Eumeninae befinden sich im Gegensatz zu den Scherenbienen keine schwarzen Kotkörnchen nach der Verpuppung am apikalen Zellenende.

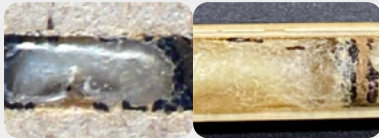


Kleine Glockenblumen-sammelnde Scherenbiene
Gattung *Chelostoma partim*



Seite 65

b) Nestverschluss aus Lehm mit größeren Steinchen (Quarzkörnchen) besetzt. Kokons länger, über 8 mm. Niströhren meist mit Durchmesser größer 3 mm.



Glockenblumen-Scherenbiene
Chelostoma rapunculi (LEPELETIER, 1841)



Seite 66

19 ← 16b

a) Kokons keulen- bzw. länglich tropfenförmig, an der basalen Zwischenwand anliegend, dort mit schwarzer Kappe, sonst in lockerem Gespinst frei, pergamentartig beige bis hellbraun; Larvenproviand Spinnen (bei fertig entwickelten Kokons selten noch Überreste von Spinnen, z. B. Beine, zu erkennen).

UNTERSCHIEDUNGSMERKMALE ZU ÄHNLICHEN TAXA

In seltenen Fällen bestehen die Zwischenwände von Crabroninae-Nestern (siehe 23b) auch rudimentär aus Lehm ohne Harzanlagerungen. Der Brutzelleninhalt wirkt hier allerdings sehr viel unordentlicher und auch in Brutzellen mit vollständig entwickelten Kokons sind viele Nahrungsreste zu erkennen. Bei *Trypoxylon* hingegen sind kaum Nahrungsreste in Brutzellen mit entwickelten Kokons vorzufinden.



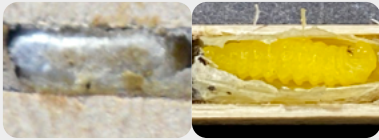
Spinnensammler
Gattung *Trypoxylon*



Seite 88

19

b) Kokons die gesamte Zelle auskleidend; matt pergamentartig schmutzig-weiß, bräunlich bis rötlich, bei einigen Arten fehlt der Kokon und die weißlich bis gelbe Larve mit schwach ausgeprägten Seitenwülsten und erkennbarem Kopf mit dunklen Mandibeln (Kieferzangen) ist sichtbar, Larvenproviand Schmetterlingsraupen, Käferlarven oder Pflanzenwespenlarven. In sehr kleinen (ab 2 mm) bis sehr großen (bis 12 mm) Durchmessern.



Solitäre Faltenwespe
Unterfamilie Eumeninae partim



Seite 102

20

← 12b

a) Zwischenwände und Nestverschluss aus hell-gelblichem Harz, dieses zieht bei Holznisthilfen seitlich in das Holz ein. Nestverschluss oft mit zusätzlichen Beimengungen (Holzmehl oder -partikeln) und von außen werden oft Steinchen, Sand oder Pflanzenstücke angebracht. Larvenproviand knallgelber bis orange-farbener Korbblütlerpollen (Asteraceae). Pollenreste auch nach der Verpuppung zum weißen Kokon noch deutlich erkennbar. Besiedelt vorwiegend kleinere Niströhren mit einem Durchmesser kleiner 6 mm.



Löcherbienen
Gattung *Heriades*



Seite 68

b) Zwischenwände aus anderen Materialien oder wenn aus Harz dann dieses meist deutlich dunkler, keine Pollenreste erkennbar oder Kokons nur rudimentär vorhanden (ähneln in ihrem Aussehen Larven nach der Verpuppung).

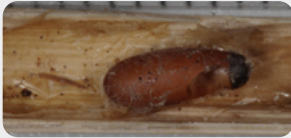


21

21

← 20b

a) Kokon braun und ledrig glänzend, liegt komplett frei ohne Gespinst in der Niströhre. In der Niströhre liegen lose Grasstückchen. Als Larvenproviand werden Spring- und Krabbenspinnen eingetragen.



Gewöhnliche Mauerwegwespe

Agenioideus cinctellus (SPINOLA, 1808)



Seite 98

b) Kokon anders. Nicht frei in der Niströhre liegend oder wenn dann nicht ledrig-glänzend.

→ 22

22

← 21b

a) Zwischenwände und -räume variabel breit, aber immer deutlich angelegt, entwickelte Kokons und Larven als solche gut erkennbar, der Brutzelleninhalt wirkt ordentlich und strukturiert. Bei entwickelten Kokons keine oder kaum tierische Nahrungsreste sichtbar.

→ 24

b) Zwischenwände teils nur rudimentär angelegt und wenig definiert, dadurch schwer erkennbar, aus variablen Materialien wie Holzspänen und Pflanzenfasern, mitunter mit schwarzen Harzbeimengungen. Auch bei vollentwickelten Kokons Reste tierischer Larvennahrung sichtbar. Nistgang wirkt insgesamt unorganisiert, teilweise staubig.

→ 23

23 ← 22b

a) Larvenproviant: Schaben, deren Überreste (zumeist Flügel) in den Brutzellen auch nach der Verpuppung sichtbar sind.



Schabengrabwespen
Familie Ampulicidae



Seite 97

b) Larvenproviant: Fliegen, deren Überreste (Flügel, Beine etc.) sowie Nestbaumaterial den Kokons anhaften, wodurch die einzelnen Kokons schwer zu erkennen sind.



Echte Grabwespen
Unterfamilie Crabroninae partim



Seite 82

24 ← 22a

a) Zwischenwände und Nestverschluss ausschließlich aus groben Pflanzenteilen (Grashalme oder Blattstückchen), diese als solche erkennbar und nicht oder nur teilweise zu Mulm zerkleinert. → 25

b) Zwischenwände und Nestverschluss aus anderem Material, feinem Mulm oder zusätzlichen Materialien. → 26

25 ← 24a

- a) Zwischenwände und Nestverschluss aus Grashalmen, die aus den Niströhren herauschauen. Larvenproviand sind Grillen und Heuschrecken.



Stahlblauer Grillenjäger

Isodontia mexicana (DE SAUSSURE, 1867)



Seite 95

- b) Zwischenwände und Nestverschluss aus lose in der Niströhre liegenden Blattstückchen, die teilweise mit zerkautem Blattmaterial zusammengehalten werden.



Knoten-Faltenwespen

Gattung *Discoelius*



Seite 107

26 ← 24b

- a) Zwischenwände bzw. Raum zwischen zwei Koks verhältnismäßig breit und mit grobem Material gefüllt (Steinchen, Holzstückchen, Spinnenweben, Harzklümpchen, Pflanzenmaterial).

→ 27

- b) Alle Zwischenwände eines Nests einheitlich schmal und aus feinem Material, höchstens mit feinen Beimengungen.

→ 29

UNTERSCHIEDSMERKMALE ZU ÄHNLICHEN TAXA

Sofern undeutliche Harzwände erkennbar sind und der Niströhreninhalt weniger staubig erscheint (siehe auch 23b), Schlankwespen und Fliegenjäger, Gattungen *Crossocerus* und *Ectemnius*.

27 ← 26a

a) Zwischenwände und Nestverschluss aus lose in der Niströhre liegenden Steinchen und Erdklumpen. Lediglich am Rand der Brutzellen und einige Zentimeter hinter der Niströhrenöffnung werden die Steinchen mit einem Gemisch aus Speicheldrüsensekret, Nektar und feinem Lehm zusammengehalten und bilden eine glatte, dichte Wand.



Königliche Rasenwespe

Leptochilus regulus (DE SAUSSURE, 1856)



Seite 109

b) Zwischenwände bzw. Zwischenräume aus einem heterogenen Konglomerat verschiedenster grober und feiner Materialien (Pflanzenteile, Spinnweben, Steinchen, Harz, Bohrmehl, Holzstückchen).

→ 28

28 ← 27b

a) Kokons liegen der Zwischenwand basal direkt an. In Niströhren mit einem Durchmesser ab 3 mm. Schmutzig-weiß bis eierschalenfarbene, trichter- bzw. länglich tropfenförmige Kokons. Als Larvenproviand wird meist eine Spinne aus der Familie der Thomisidae je Brutzelle eingetragen. Der Nestverschluss ist bis zu 6 cm lang und besteht aus einem Konglomerat verschiedenster Materialien, aus denen auch die verhältnismäßig breiten Zwischenwände bestehen.



Bartwegwespen

Gattung *Dipogon*



Seite 100

28

b) Kokons liegen frei in den Brutzellen. Nach abgeschlossener Entwicklung ist die Kokonspitze am basalen Brutzellenende gräulich abgesetzt. Bei einigen Arten sind die Kokons ganz grau oder pockig. Meist in Niströhren mit Durchmessern kleiner 3 mm. Als Larvenproviand werden je Brutzelle viele Staubläuse (Psocoptera) eingetragen. Der Nestverschluss ist aus Holzstückchen und Steinchen.



Staublausgrabwespen
Gattung *Nitela*



Seite 94

29

← 26b

a) Kokon rudimentär entwickelt. Helle weißliche, gelbliche oder orangefarbene Larven in den Brutzellen zu erkennen. Bei einigen Arten mit transparenter cellophanartiger Brutzellenauskleidung. Niströhren mit einem Durchmesser kleiner 5 mm.

→ 30

b) Kokon vollständig entwickelt. Kokonfarbe und Brutzellenauskleidung variabel, auch cellophanartige Brutzellenauskleidung möglich.

→ 33

30

← 29a

a) Niströhren mit einem Durchmesser kleiner 2 mm. Kokons rudimentär oder aus transparentem Gespinst, weißlich. Zwischenwände aus hellem Zellstoff. Nestverschluss aus variablen Materialien, die das Weibchen von naheliegenden Nestverschlüssen stiehlt.



Zwergstängelwespen
Gattung *Spilomena*



Seite 92

30

b) Niströhren mit Durchmesser größer 3 mm. → 31

31

← 30b

a) Länge der Brutzellen innerhalb eines Nests einheitlich. Weißliche Larven am Ende der Entwicklung so lang wie die Brutzelle. Bei frisch angelegten Brutzellen liegt ein oft farbenfrohes, zähflüssiges (selten auch trocken wirkendes) Pollen-Nektargemisch an der basalen Zellwand an. Brutzellen zum Teil mit cellophanartiger, glänzender Schicht ausgekleidet. Zwischenwände sind ausschließlich cellophanartig oder zusätzlich mit einer Schicht aus hellem wollartigem Holzmulm versehen. Nestverschluss am Röhrenaussgang aus cellophanartiger Schicht.



Maskenbienen
Gattung *Hylaeus*



Seite 62

b) Länge der Brutzellen innerhalb eines Nests variabel und entwickelte Larven teilweise deutlich kürzer als Brutzellenlänge. → 32

32

← 31b 36b

a) Zwischenwände aus hellem Pflanzenmark, oft mit dichter, dunkelbrauner Schicht überzogen. Hell weißlich bis orangefarbene Larven scheinen durch die cellophanartige Umhüllung der Larve, welche die Brutzelle umgeben kann, hindurch. Schwarze Kotkörnchen am basalen Brutzellenende sind z. T. als dunkle Schicht auf der Zwischenwand angelagert.



Blattlauswespen
Gattung *Pemphredon*



Seite 90

32

b) Zwischenwände sind zum Teil nur rudimentär vorhanden und Nestverschluss aus Harz, mehr oder weniger einfarbig, teilweise mit Beimengungen. Dieses kann bei Holznisthilfen seitlich in das Holz einziehen. Manchmal erscheint es aufgrund der nur rudimentär angelegten Zwischenwänden so, als wären mehrere Larven in einer Brutzelle. Bei manchen Arten spinnen die Larven ein zusätzliches cellophanartiges Häutchen in die Brutzelle. Runde Kotkugeln können auch in der Brutzelle verteilt liegen. Nestverschlüsse oft aus hellgelbem Harz. Niströhren mit Durchmesser zwischen 2 und 4 mm.



Zungenzwergwespen
Gattung *Passaloecus*



Seite 84

33

← 29b

a) Niströhre mit weißem, wollähnlichem Material (abgeschabte Pflanzenfasern) ausgekleidet, aus dem auch die Zellzwischenwände gefertigt sind. Dunkle Kokons zeichnen sich undeutlich durch die Pflanzenwolle ab. → 5

b) Niströhre anders, Larve bzw. Kokon stellenweise gut oder undeutlich durch eine cellophanartige Hülle sichtbar. → 34

34

← 33b

a) Larvenproviant gelber Pollen, nach Verpuppung orangefarbene Faeces sichtbar. Rötliche Kokons. Zellwände, Zellauskleidung und Nestverschluss aus cellophanartigem Material. Nestverschluss ca. 1,5 cm nach innen versetzt, sodass dieser von außen schwer sichtbar ist. Niströhren mit einem Durchmesser größer als 4 mm.



Buckel-Seidenbiene
Colletes daviesanus SMITH, 1846



Seite 61

34

b) Zwischenwände aus intransparentem Material, Zellauskleidung anders.

→ 35

35

← 34b

a) Zwischenwände hell, gegebenfalls mit Anlagerung einer dunklen Schicht. Kokonhülle immer mit Zwischenwänden verbunden und den gesamten Brutzellenraum auskleidend. Kokon pergament- oder cellophanartig.

→ 36

b) Zwischenwände dunkler, aus Pflanzenmulm, erst grünlich, später bis schwarz. Kokon ovalrund, bei einigen Arten mit Gespinst überzogen.

→ 37

36

← 35a

a) Zwischenwände dünn, aus feinen Holz- und Markspänen, welche in der Regel von typischem weißem Gespinst überdeckt werden. Kokon pergamentartig schmutzig-weiß, rötlich oder braun, kleidet die gesamte Brutzelle aus. Oft befindet sich eine kleine Öffnung am basalen Ende. Nestverschluss von außen nicht sichtbar, da einige Zentimeter nach innen versetzt.



Stielgrabwespen
Gattung *Psenulus*



Seite 86

b) Zwischenwände hell mit dunkler, angelagerter Schicht; Kokon cellophanartig. Eine gelblich bis orangefarbene Larve kann durchscheinen. Siehe Gattung *Pemphredon* (S. 90).

→ 32

37

← 35b

a) Nestverschluss aus Pflanzenmörtel, nicht deutlich breiter als Zwischenwände. Pollen wirkt trocken. Weißliche, rosa, hell- bis dunkelbraune oder schwarze ovalrunde Kokons, rau bis matt wirkend, teilweise mit hellem Gespinst überzogen. Nestverschluss typischerweise nur leicht nach innen versetzt und daher von außen sichtbar.



Pflanzenmörtel-bauende Mauerbienen

Gattungen *Osmia* partim und *Hoplitis* partim

Seite 56

b) Nestverschluss mit Beimengungen von mineralischen Materialien und kleineren Pflanzenteilen (z. B. Samen), deutlich breiter als Zwischenwände. Pollen wirkt flüssig. Selten. In Deutschland nur in der südlichen Hälfte bis Süd-Thüringen vorkommend.



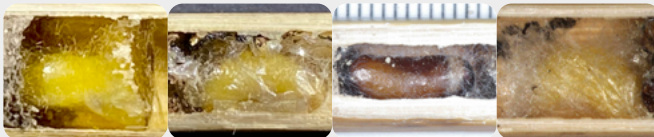
Schimmernde Mauerbiene

Osmia submicans MORAWITZ, 1870

Seite 58

SONDERFÄLLE: NESTER MIT GEGENSPIELERN

Bei aculeaten Wespen und bei den Wildbienen-Gattungen *Osmia* und *Hoplitis*: Kokons der Gegenspieler kleiner als der Wirtskokons, manchmal auch von gleicher Größe. Manche Arten mit auffallend glockenförmigem Kokon, anfangs hell-golden, später dunkelbraun. Andere Arten von transparentem Gespinst umgeben.



Goldwespen

Familie Chrysididae

Seite 118

Bei Bienen: Kokons der Gegenspieler glänzend, Färbung variabel von hell bis dunkelbraun. Häufig sind Reste des Pollenproviantes vorhanden.



Keulenwespen
Familie Sapygidae



Seite 116

Bei Bienen: Larve mit deutlichen Schwielen; braunes Häutchen zusätzlich zur Zwischenwand.



Gichtwespen
Gattung *Gasteruption*



Seite 123

Bei aculeaten Wespen: Kokons der Gegenspieler sind transparent länglich, dabei stark glänzend.



Echte Schlupfwespen
Familie Ichneumonidae



Seite 124

Bei Bienen: Viele winzige weiße Larven in einer Brutzelle frei beweglich oder innerhalb einer Bienenlarve, letzteres vor allem bei Maskenbienen.



Erzwespen
Überfamilie Chalcidoidea



Seite 127

Bei solitären Faltenwespen: Bräunlich-rötliche Fliegenkokons. Zwischenwände weitestgehend zerstört.



Raupenfliegen
Familie Tachinidae



Seite 130

Bei Bienen: Mehrere kleine Maden in einer Brutzelle mit charakteristischer orangefarbener, fädiger, klebriger Faeces. Oft nur Faeces sichtbar.



Mauerbienen-Taufliege

Cacoxenus indagator LOEW, 1858



Seite 131

Bei Bienen und aculeaten Wespen: Rosa Larve, ernährt sich nicht selten von Wirtslarven aus mehreren Brutzellen und zerstört dabei Zwischenwände.



Bienenkäfer

Gattung *Trichodes*



Seite 133

Bei Bienen und aculeaten Wespen: Weißliche Larve mit ausgeprägten Seitenwülsten, Puppe mit dunklen Chitinzähnen.



Trauerschweber

Anthrax anthrax (SCHRANK, 1781)



Seite 132

Bei Bienen und aculeaten Wespen: Larve bräunlich gestreift und langabstehend behaart.



Gewellter Speckkäfer

Megatoma undata (LINNAEUS, 1758)



Seite 134

Bei *Osmia*-Arten und Eumeninae: viele helle runde Milben auf Pollen, Larven und adulten Wirten.



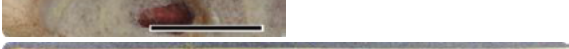
Hornmilben

Ordnung Oribatida



Seite 135

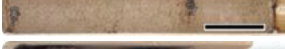
bevorzugter Niströhrendurchmesser [mm]	Baumaterial	Larvenproviant	Überwinter- ungsstadium
	zellstoffartig		Larve
	Pflanzenfasern		Kokon
	Sand-Lehm		Kokon
	Harz		Larve
	Harz		Kokon
	Holz-/ Markspäne		Kokon
	Pflanzenmark		Larve/Kokon
	variabel		Kokon
	cellophanartig		Larve
	Steinchen		Kokon
	Sand-Lehm- Steinchen		Kokon
	Sand-Lehm- Steinchen		Kokon
	Blattstückchen		Kokon
	Pflanzenmörtel		Kokon
	Lehm		Kokon
	Lehm		Larve/Kokon
	Pflanzenmörtel		Kokon
	Pflanzenwolle		Kokon
	Harz und Mulm		Kokon
	cellophanartig		Kokon
	Lehm		Kokon
	Lehm und Holzfasern		umhüllt von Baumateri
	Pflanzenfasern		Kokon

bestimmbares Taxon Arten(-gruppe)	charakteristische Niströhre
<i>Spilomena</i> spp. S. 92	
<i>Nitela</i> spp. S. 94	
<i>Chelostoma</i> spp. S. 65	
<i>Passaloecus</i> spp. S. 84	
<i>Heriades</i> spp. S. 68	
<i>Psenulus</i> spp. S. 86	
<i>Pemphredon</i> spp. S. 90	
<i>Dipogon</i> spp. S.100	
<i>Hylaeus</i> spp. S. 62	
<i>Leptochilus regulus</i> S.109	
<i>Chelostoma rapunculi</i> S. 66	
<i>Chelostoma florisomne</i> S. 67	
<i>Discoelius</i> spp. S.107	
Pflanzenmörtelb. Mauerbienen S. 56	
<i>Trypoxylon</i> spp. S. 88	
Eumeninae partim S.102	
<i>Osmia submicans</i> S. 58	
<i>Pseudanthidium nanum</i> S. 75	
Crabroninae partim S. 82	
<i>Colletes daviesanus</i> S. 61	
<i>Osmia brevicornis</i> S. 59	
<i>Gymnomerus laevipes</i> S.108	
<i>Agenioideus cinctellus</i> S. 98	

bevorzugter Niströhrendurchmesser [mm]	Baumaterial	Larvenproviant	Überwinter- ungsstadium
	variabel		Kokon
	Lehm		Kokon
	Lehm		Kokon
	Blattstückchen		Larve
	Lehm		Kokon
	Harz		Larve
	Pflanzenwolle		Kokon
	Holzfasern		Kokon
	Lehm		umhüllt von Baumaterial
	Grasblätter		Kokon
	Lehm		umhüllt von Baumaterial
	Lehm		umhüllt von Baumaterial

Icons in der Spalte Larvenproviant stehen für:

- = Pollen,
 = Fliegen (Diptera),
 = Blattläuse (Aphidina),
 = Spinnen (Arachnida),
 = Fransenflügler (Thysanoptera),
 = Staubläuse (Psocoptera),
 = Heuschrecken und Grillen (Orthoptera),
 = Waldschaben (Ectobiidae),
 = Schmetterlingsraupen (Lepidoptera),
 = Käferlarven (Coleoptera),

bestimmbares Taxon Arten(-gruppe)		charakteristische Niströhre
Ampulicidae	S. 97	
<i>Hoplitis adunca</i>	S. 60	
<i>Osmia bicornis</i>	S. 54	
<i>Megachile partim</i>	S. 70	
<i>Osmia cornuta</i>	S. 55	
<i>Megachile sculpturalis</i>	S. 73	
<i>Anthidium manicatum</i>	S. 74	
<i>Anthophora furcata</i>	S. 76	
<i>Auplopus carbonarius</i>	S. 99	
<i>Isodontia mexicana</i>	S. 95	
<i>Megachile ericetorum</i>	S. 72	
<i>Sceliphron</i> spp.	S. 96	

 = Blattflöhe (Psylloidea),  = Pflanzenwespenlarven (Symphyta).

Die Niströhrenöffnung befindet sich auf den Fotos jeweils auf der rechten Seite.

Die schwarze Linie auf den Fotos entspricht 1 cm.

3.

VORSTELLUNG DER HOHLRAUMNISTENDEN WILDBIENEN, WESPEN UND IHRER GEGENSPIELER

- 3.1 BEGRIFFS- UND
ZEICHENERLÄUTERUNGEN
- 3.2 ARTENKALENDER
- 3.3 WILDBIENEN
- 3.4 WESPEN
- 3.5 GEGENSPIELER



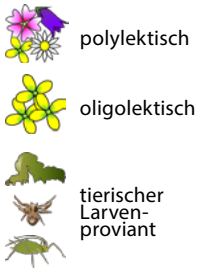
Ein Männchen der Garten-Blattschneiderbiene (*Megachile willughbiella*) wartet auf ein Weibchen.

3.1 BEGRIFFS- UND ZEICHENERLÄUTERUNGEN

Symbole zu Larvennahrung, Generationen im Jahr, Gefährdungsstatus und Vorkommen, die in den Artenportraits auftauchen, werden hier erläutert.

➔ Larvenproviant

Bei allen Bienen ist der Larvenproviant immer Pollen. Dabei werden generalistische Arten als **polylektisch** bezeichnet, d. h. sie können Pollen von unterschiedlichen Pflanzen eintragen. Die meisten Bienenarten sind polylektisch. Ein Drittel aller in Deutschland vorkommenden, nestbauenden Bienenarten ist allerdings **oligolektisch**. Das bedeutet, dass sie ihre Brutzellen nur mit dem Pollen bestimmter, nah verwandter Pflanzenarten verproviantieren. So trägt z. B. die Hahnenfuß-Scherenbiene nur Pollen von Hahnenfußgewächsen ein. Nestbauende Wespen, die in Nisthilfen nachgewiesen werden können, tragen tierischen Larvenproviant ein. Dabei ist für jede Art der typische Larvenproviant angegeben. Sie erbeuten je nach Art beispielsweise Spinnen, Käferlarven, Schmetterlingsraupen, Blattläuse oder Heuschrecken.



Eine Hilfe zum Bestimmen von tierischem Larvenproviant findet sich im Anhang.

➔ Voltinie

Arten, die jährlich eine Generation ausbilden, werden als **univoltin** bezeichnet. Wenn eine Brutzelle angelegt wird, entwickelt sich das Tier darin bis zum Überdauerungsstadium, überwintert und schlüpft im darauffolgenden Jahr. Bei einigen Arten können sich jährlich zwei (**bivoltin**) oder gar mehrere aufeinanderfolgende Generationen (**multivoltin**) ausbilden. In diesem Fall schlüpft das fertig entwickelte Tier direkt nach der Metamorphose (Entwicklung vom Ei über Larve zum adulten Tier). Nur die jeweils letzte Generation in einem Jahr überdauert den Winter in der Brutzelle und schlüpft erst in der nächsten Saison. Unter geeigneten Umweltbedingungen tritt bei **partiell bivoltinen** Arten eine zweite, aber deutlich individuenschwächere Generation auf. In römischen Zahlen hinter der Angabe zur Voltinie sind die Monate angegeben, in denen die jeweilige Art aktiv ist, also die Nestanlage stattfindet.



➔ Rote Liste-Einstufung

Für die einzelnen Arten ist angegeben, welchen Gefährdungsstatus sie nach der aktuellen Roten Liste in Deutschland haben (für Wildbienen: Westrich 2011; für aculeate Wespen: Schmid-Egger 2010).

➔ Vorkommen

Für jede Art ist auf Bundeslandebene die geschätzte Wahrscheinlichkeit ihres Vorkommens angegeben. Die Häufigkeit einer Art kann selbstverständlich auch innerhalb eines Bundeslandes abhängig vom Lebensraum stark variieren. Die Angaben basieren überwiegend auf den aktuellen Roten Listen und Checklisten der Länder, ergänzt durch seit-her publizierte Verbreitungsangaben und eigene Daten aus den Forschungsarbeiten der Autor*innen. Dabei ist das Vorkommen der Arten in fünf Kategorien angegeben:

Häufig: Wenn die Art gemäß der Roten Liste des jeweiligen Bundeslandes als ungefährdet gilt und/ oder die Art aktuell in den im Rahmen der aktuellen Forschungsarbeiten ausgewerteten Daten an mehreren Standorten im jeweiligen Bundesland in hoher Dichte nachgewiesen wurde.

Selten/ gefährdet: Wenn die Art in einer Gefährdungsstufe der Roten Liste oder der Vorwarnliste geführt oder als selten (R) eingestuft wird.

Vorhanden: Wenn kein Rote Liste-Status im jeweiligen Bundesland vorliegt, die Art aber auf der Checkliste des jeweiligen Bundeslandes gelistet ist und/ oder aktuell an mindestens einem Standort im jeweiligen Bundesland nistend nachgewiesen wurde.

Nicht vorhanden: Es gibt keine (aktuellen) Nachweise der Art im Bundesland.

Datenlage defizitär: Unzureichende Informationen zum Vorkommen vorhanden.

Rote Liste-Kategorien

- * ungefährdet
- V Vorwarnliste
- R extrem selten
- G Gefährdung unbekannten Ausmaßes
- 3 gefährdet
- 2 stark gefährdet
- 1 vom Aussterben bedroht
- 0 ausgestorben oder verschollen
- D Daten defizitär

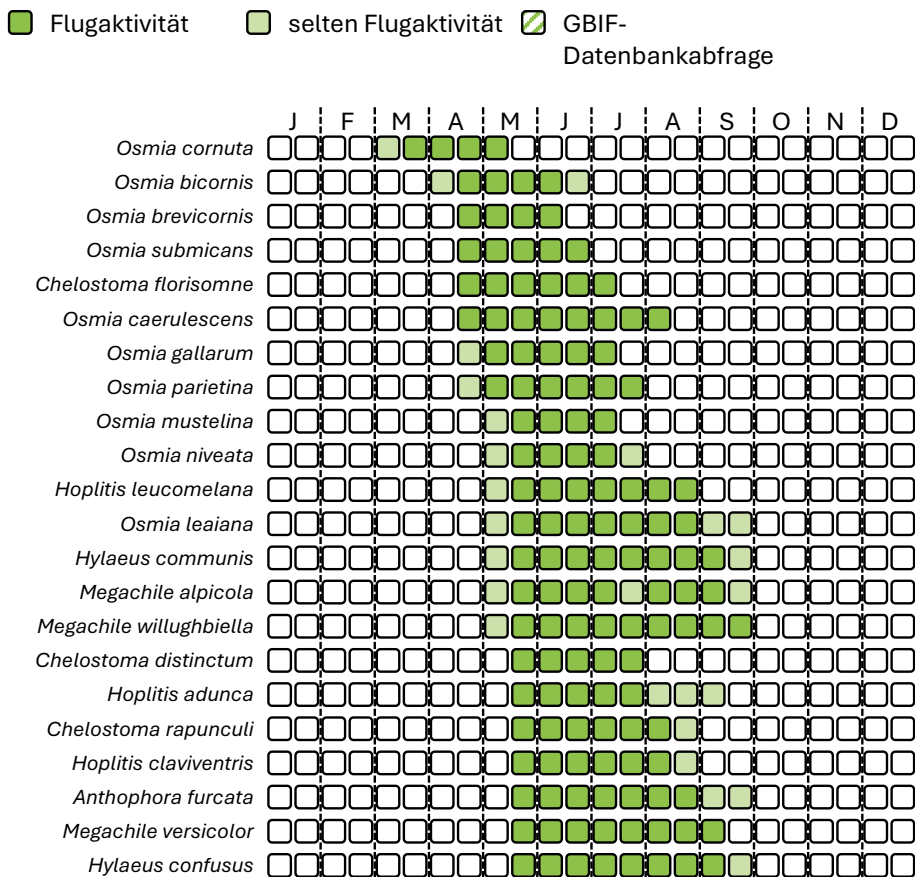


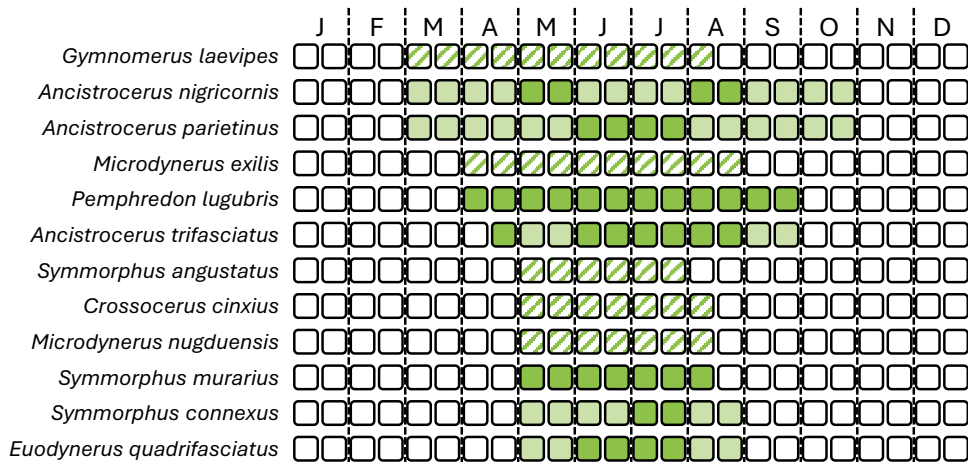
Verbreitungskarte der Gehörnten Mauerbiene (*Osmia cornuta*).

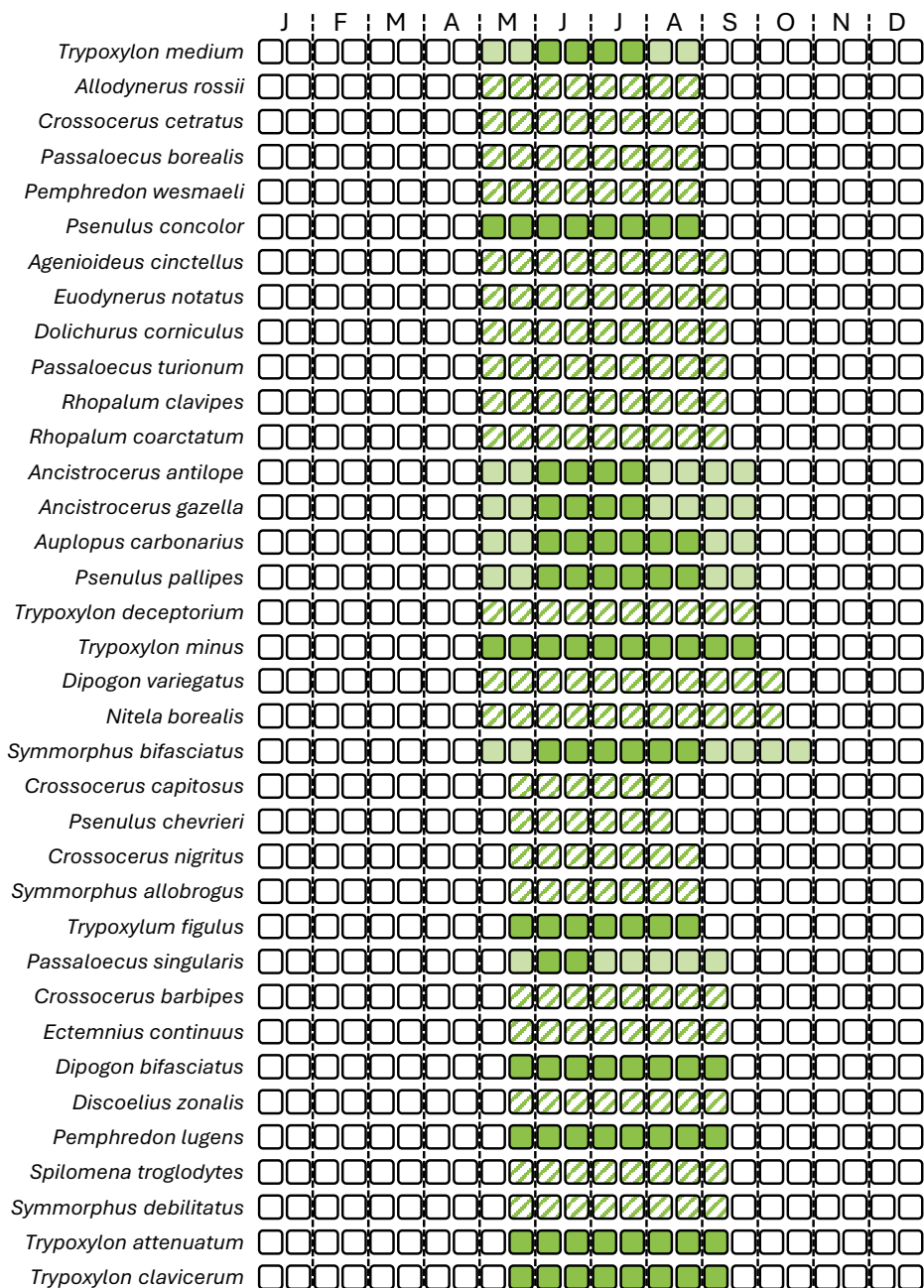
- häufig
- selten/ gefährdet
- vorhanden, aber Häufigkeit nicht bekannt
- Aktuell nicht nachgewiesen
- keine Information

Im Folgenden sind die Aktivitätszeiträume der nestbauenden Wildbienen- und Wespenarten je Monat (J: Januar bis D: Dezember) angegeben. Soweit vorhanden bzw. uns zugänglich, wurden die Informationen aus Publikationen und Nachschlagewerken (siehe Literaturverzeichnis) eingeholt. Bei jenen Arten, bei denen uns keine Informationen vorlagen, wurde eine Datenbankabfrage bei GBIF durchgeführt (Abfrage März 2025; DOIs siehe Quellenverzeichnis). Bei der GBIF-Abfrage wurden ausschließlich Daten aus Deutschland einbezogen. Nur bei geringer Datengrundlage (< 50 Einträge aus Deutschland) wurden Daten aus angrenzenden Gebiete hinzugenommen. Nur Einträge mit verifizierter Bestimmung wurden verwendet. Die Aktivitätszeiträume der adulten Tiere können als Bestimmungsstütze verwendet werden, da sie anzeigen, wann prinzipiell mit einer Nestanlage gerechnet werden kann.

Artenkalender Wildbienen







3.3 WILDBIENEN



Ein Weibchen der Schötterich-Mauerbiene (*Osmia brevicornis*) an ihrem Nesteingang.

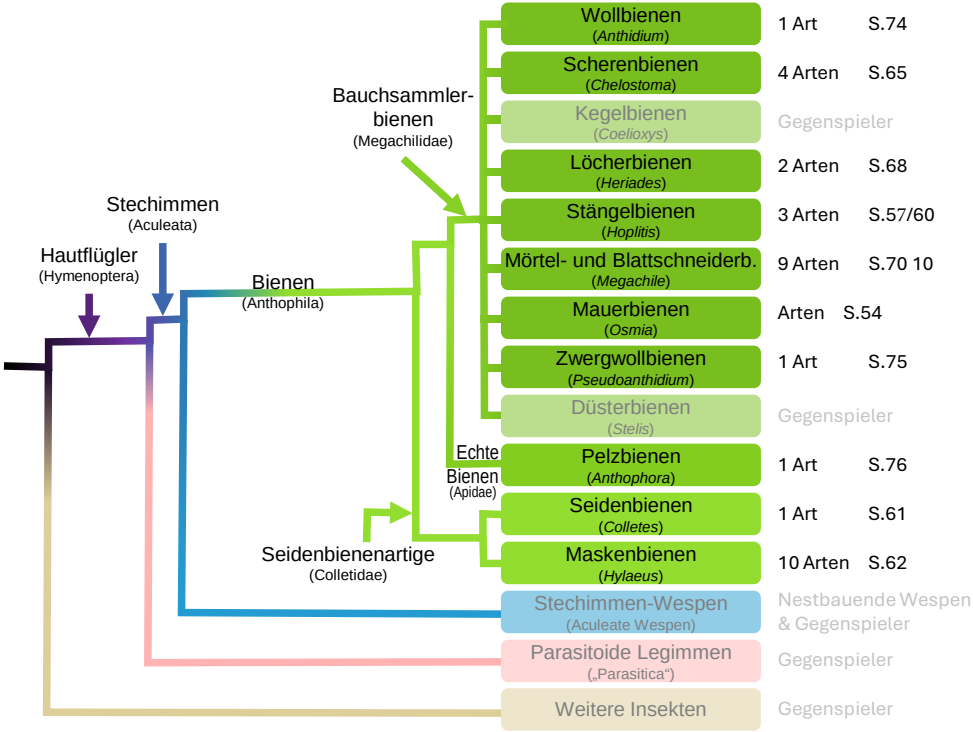


Ein Männchen der Glockenblumen-Scherenscheibe (*Chelostoma rapunculi*) auf einer Glockenblume.

PHYLOGENIE VON WILDBIENEN

Innerhalb der Insekten gehören Bienen (Anthophila) in die Verwandtschaft der Hautflügler (Hymenoptera), zu denen auch Wespen sowie Ameisen zählen. Die Hautflügler sind eine der artenreichsten Insektenordnungen der Welt. Hautflügler-Weibchen legen ihre Eier durch einen Legeapparat, oft Legeröhre oder -stachel genannt, am Hinterleib. Im Laufe der Evolution hat sich bei einer Gruppe der Hautflügler aus der Legeröhre ein giftiger Wehrstachel entwickelt. Diese Gruppe nennt sich Stechimmen (Aculeata). Hierzu gehören neben Hornissen und den allseits bekannten ‚Pflaumenkuchen-Wespen‘ (Gattung *Vespula*) auch Bienen (Anthophila). Stechimmen-Männchen können übrigens nicht stechen. Bienen, zu denen auch Hummeln (Gattung *Bombus*) gehören, zeichnen sich durch ihr Pollensammelverhalten aus, was sie von anderen Stechimmen unterscheidet. Einige Bienenarten haben andere Strategien entwickelt, und legen ihre Eier in bereits angelegte Nester anderer Bienenarten. Diese werden Kuckucksbienen genannt.

Oft wird die Frage gestellt: „Ist das da eine Biene oder eine Wespe?“ Dabei sind Bienen eigentlich Wespenartige, so wie Menschen aus evolutionsbiologischer Sicht Affenartige sind, obgleich die wenigsten Menschen sich gemeinhin als Affen bezeichnen würden. Und in etwa so, wie Affen Säugetiere sind, gehören Stechimmen zu den Hautflüglern. In dem hier gezeigten Stammbaum sind nur die Bienen-gattungen aufgeführt, die in Nisthilfen ihre Nester anlegen. Diese gehören zu drei der insgesamt sechs Bienenfamilien in Deutschland, den Echten Bienen (Apidae), den Seidenbienenartigen (Colletidae) und den Bauchsammlerbienen (Megachilidae).





ROTE MAUERBIENE

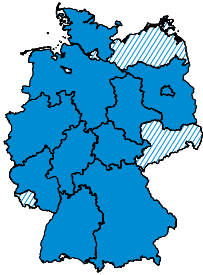
Osmia bicornis (LINNAEUS, 1758)

Synonym: *Osmia rufa* (LINNAEUS, 1758)

 polylektisch

★ univoltin IV-VI

* ungefährdet



Kokon mit einem Männchen
(helle Stirnhaare).



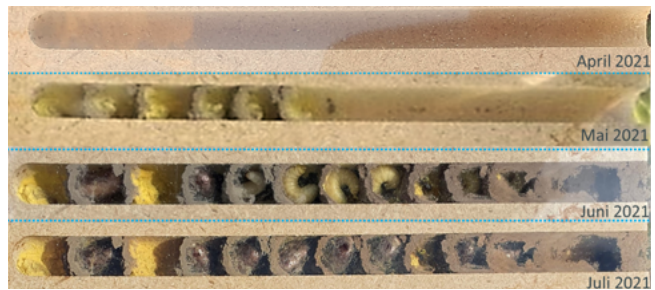
Kokon mit einem Weibchen
(dunkle Stirnhaare).



Nestverschlüsse aus Lehm von
Osmia sp.

Die Nester der Roten Mauerbiene sind durch Zwischenwände und einen Verschluss aus Lehm charakterisiert. Der Verschluss ist grob, locker und wirkt eher weich. Die Farbe des Lehms kann, je nach Ausgangssubstrat, selbst innerhalb eines Nests variabel sein.

Die oval-kugeligen Kokons sind dunkel und stark glänzend. Dieses Merkmal unterscheidet diese Art von den ähnlichen Nestern der Gehörnten Mauerbiene *Osmia cornuta*. Die Kokons sind verhältnismäßig groß und füllen fast das gesamte Brutzellenvolumen aus. Die Kokons weiblicher Bienen sind meist etwas größer als jene der Männchen. Der Pollen und die Zwischenwände wirken trocken. Nahrungsreste sind nach erfolgreicher Verpuppung selten noch sichtbar. Der Kot befindet sich außerhalb der Kokons. Meist besiedeln Rote Mauerbienen Niströhren mit größeren Durchmessern, können aber im Gegensatz zur Gehörnten Mauerbiene auch kleinere Niströhren mit einem Durchmesser ab 5 mm besiedeln.



Entwicklung der Larven zu Kokons im Saisonverlauf.



Nester mit Kokons (oben Schilfröhrchen, unten Holznisthilfe: 3. Brutzelle von rechts mit Pollen).

GEHÖRNT E MAUERBIENE

Osmia cornuta (LATREILLE, 1805)

Die Nester der Gehörnten Mauerbiene entsprechen jenen der Roten Mauerbiene. Die Arten können nur anhand weniger subtiler Unterschiede getrennt werden.

Im Gegensatz zur Roten Mauerbiene sind die Kokons der Gehörnten Mauerbiene matt und etwas heller. Der eingetragene Pollen ist mit Nektar gemischt und kann, wie die Zwischenwände, feucht und klebrig wirken. Bei Holznisthilfen zieht die Feuchtigkeit oft in das Holz ein. Nahrungsreste sind nach erfolgreicher Verpuppung selten noch sichtbar. Die oval-kugeligen Kokons sind verhältnismäßig groß und füllen fast das gesamte Brutzellenvolumen aus. Die dunklen Kotkugeln befinden sich außerhalb der Kokons. Die gehörnte Mauerbiene besiedelt Niströhren mit einem Durchmesser zwischen 6 und 11 mm.



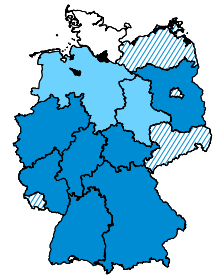
polylektisch



univoltin III-V



ungefährdet



Kokonvergleich: Rote Mauerbiene (*O. bicornis*), oben und Gehörnte Mauerbiene (*O. cornuta*), unten.



Nester mit Kokons (oben Schilfröhrchen, unten Holznisthilfe).



Nestverschlüsse aus Lehm von *Osmia* sp.

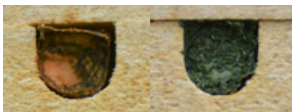


PFLANZENMÖRTEL-BAUENDE MAUERBIENEN

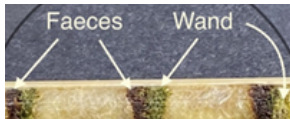
Osmia partim und *Hoplitis partim*

Es gibt mehrere Mauerbienenarten aus den nah miteinander verwandten Gattungen *Osmia* und *Hoplitis*, die anhand ihrer Nester und Kokons nicht sicher zu unterscheiden sind. Gemein ist ihnen, dass die Weibchen ihre Brutzellen-Zwischenwände wie auch den Nestverschluss aus feinem Pflanzenmörtel fertigen. Anfangs ist der Pflanzenmörtel grünlich, im Verlauf der Saison wird der Mörtel dunkelbraun. Typisch ist ein leicht nach innen versetzter Nestverschluss. Die Oberfläche der oval-runden Kokons wirkt rau bis matt. Die Farbe des Kokons variiert von hell bis dunkelbraun-schwarz, wobei die Farbe von Kokons innerhalb eines Nests gleich ausfällt und im Verlauf der Saison dunkler wird. Teilweise ist um die Kokons ein feines, weißes Gespinst zu erkennen.

Arten dieser Gruppe kommen in Niströhrendurchmessern von 3 bis 8 mm vor. Die Färbung des eingetragenen Pollens kann mitunter Rückschlüsse auf bestimmte Arten zulassen. So ist der Pollen in Brutzellen von *Osmia niveata* meist violett bis rosa, da diese oligolektisch auf Asteraceae und darunter insbesondere Flockenblume und Distel ist.



Nestverschlüsse aus Pflanzenmörtel von *Osmia* sp.



Zwischenwände eines Nests. Pfeile zeigen die Unterscheidung zwischen Faeces und der Brutzellenwand aus Pflanzenmörtel.



Nester mit Kokons, Zwischenwände aus Pflanzenmörtel von *Osmia* sp.



Brutzellen aus Pflanzenmörtel mit Kokons der Einhöckerigen Mauerbiene (*O. niveata*).



Nester der Zweihöckerigen Mauerbiene (*O. leaiana*) in Schilfröhrchen.



Nest der Stahlblauen Mauerbiene (*O. caerulescens*) im Schilfröhrchen.

Gelbspornige Stängelbiene*Hoplitis claviventris* (THOMSON, 1872)

polylektisch mit Präferenz für Hornklee (*Lotus corniculatus*)



univoltin V-VIII



ungefährdet

Schwarzspornige Stängelbiene*Hoplitis leucomelana* (KIRBY, 1802)

polylektisch mit Präferenz für Schmetterlingsblütler (Fabaceae)



univoltin V-VIII



ungefährdet

Stahlblaue Mauerbiene*Osmia caerulea* (LINNAEUS, 1758)

polylektisch



partiell bivoltin IV-VIII



ungefährdet

Gallen-Mauerbiene*Osmia gallarum* SPINOLA, 1808

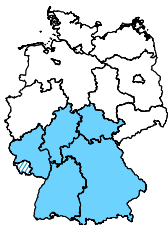
oligolektisch: Leguminosen (Fabaceae)



univoltin IV-VII



gefährdet

**Zweihöckerige Mauerbiene***Osmia leaiana* (KIRBY, 1802)

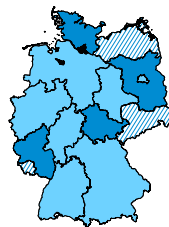
oligolektisch: Korbblütler (Asteraceae)



univoltin V-IX



Vorwarnliste

**Östliche Felsen-Mauerbiene***Osmia mustelina* GERSTÄCKER, 1869

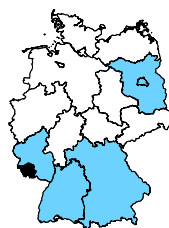
polylektisch



univoltin V-VII



stark gefährdet

**Einhöckerige Mauerbiene***Osmia niveata* (FABRICIUS, 1804)Synonym: *O. fulviventris* PANZER, 1798

oligolektisch: Korbblütler (Asteraceae)



univoltin V-VII



gefährdet

**Waldrand-Mauerbiene***Osmia parietina* CURTIS, 1828

oligolektisch: Leguminosen (Fabaceae)



univoltin IV-VII



gefährdet



vermutlich
oligolektisch
Leguminosen
(Fabaceae)



univoltin IV-VI

2 stark gefährdet

SCHIMMERNDE MAUERBIENE

Osmia submicans MORAWITZ, 1870

Bei dieser Mauerbienenart besteht der Nestverschluss aus Beimengungen von mineralischen Materialien und kleineren Pflanzenteilen wie beispielsweise Samen. Der Nestverschluss ist deutlich breiter als die Zwischenwände. Der Pollen wirkt flüssig. Es werden Niströhren mit Durchmessern von 3 bis 5 mm besiedelt.

Die Art hat ihren Verbreitungsschwerpunkt innerhalb Deutschlands in Unterfranken und ist sonst extrem selten. In Deutschland wurden in Nestern dieser Art nur Pollen von Schmetterlingsblütlern (Fabaceae) nachgewiesen, weshalb angenommen werden kann, dass die Art oligolektisch ist.



Nester der Schimmernden Mauerbiene (*O. submicans*) in Schilfröhrchen mit Larvenproviant (Mitte), Nestverschluss (oben) und Kokons (unten).

SCHÖTERICH-MAUERBIENE

Osmia brevicornis (FABRICIUS, 1798)

Die Nester der Schöterich-Mauerbiene sind nicht durch Zwischenwände in einzelne Brutzellen unterteilt. Dies ist einzigartig innerhalb aller europäischen oberirdisch nistenden Bienenarten.

Stattdessen ist die Niströhre komplett mit Pollen ausgefüllt, in welchem die Kokons in größeren Niströhrendurchmessern oft schräg und unregelmäßig verteilt liegen. Bei kleinen Röhrendurchmessern können die Kokons in regelmäßigen Abständen hintereinanderliegen. Auch nach Entwicklung der Larven zu dunklen Kokons bleibt der Pollen sichtbar.

Der Nestverschluss ist relativ dick und besteht aus festem Pflanzentmörtel, der weit in den Nesteingang zurückversetzt ist. Der Verschluss ist daher von außen oft schlecht sichtbar. Schöterich-Mauerbienen besiedeln Niströhrendurchmesser ab 4 mm.



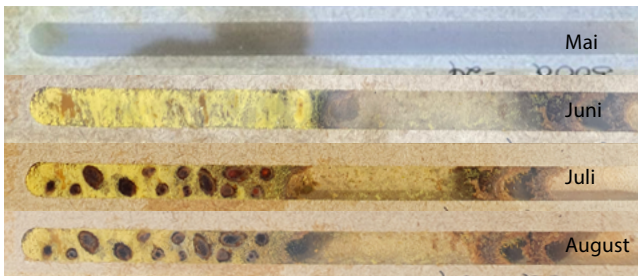
oligolektisch:
Kreuzblütler
(Brassicaceae)



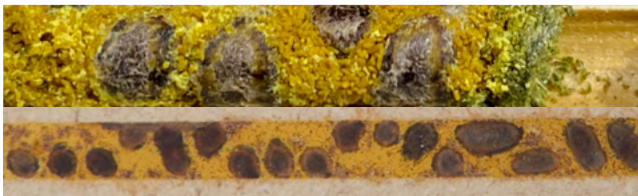
univoltin IV-VI



Gefährdung unbekannter Ausmaßes



Saisonverlauf eines Nests der Schöterich-Mauerbiene (*O. brevicornis*). Im Juni nur gelber Pollen, ab Juli dunkle Kokons erkennbar.



Nester mit Kokons der Schöterich-Mauerbiene (*O. brevicornis*) im Schilfröhrchen (oben) und Holznisthilfe (unten). Kokons liegen unregelmäßig im Nest, da keine Brutzellen angelegt werden.



-  oligolektisch:
Natterkopf
(*Echium*)
- ★ univoltin V-IX
- * ungefährdet

NATTERNKOPF-STÄNGELBIENE

Hoplitis adunca (PANZER, 1798)

Synonym: *Osmia adunca* (PANZER, 1798)

Die Zwischenwände der Nester dieser Art werden aus Lehm gefertigt. Auch die Brutzellen selbst sind mit Lehm ausgemörtelt. Dabei ist aber in den meisten Fällen die Zelle nicht komplett, sondern nur teilweise ausgemörtelt, sodass der Kokon die Brutzellenwand stellenweise berührt bzw. in Holznisthilfen mit aufgebrachter Folie mittig sichtbar ist.

Die Kokons selbst sind schmutzig-weiß bis bräunlich. Charakteristisch ist das meist feuchte, dunkelviolette Pollen-Nektargemisch, welches teilweise in den Zellen zu erkennen ist. Auch die Kotkörner sind teils violett bis schwarz. Der Nestverschluss ist grob, sehr hart und aus mineralischem Mörtel (Sand oder Lehm) wie bei den mit Lehm bauenden Mauerbienen *Osmia bicornis* und *O. cornuta*. Zusätzlich wird eine feine graue bis gelbliche Schicht aus abgeschabtem Holz aufgetragen. Die Natterkopf-Stängelbiene besiedelt Niströhren mit einem Durchmesser von 5 bis 7 mm.



Nester der Natterkopf-Stängelbiene (*Hoplitis adunca*) in unterschiedlichen Entwicklungsstadien in Schilfröhrchen (oben: schwarz-violettes Pollen-Nektargemisch; unten mittig: Kokon, unten links: teilweise ausgemörtelte Brutzelle).

BUCKEL-SEIDENBIENE

Colletes daviesanus SMITH, 1846

Zwischenwände, Nestverschluss und Zellauskleidung sind aus cellophanartigem, transparentem Material. Durch dieses scheint der rötliche Kokon hindurch. Nach der Verpuppung ist außerdem orangefarbene Faeces sichtbar.

Der Nestverschluss liegt ca. 1,5 cm hinter dem eigentlichen Niströhrenaussgang, wodurch dieser von außen oft schwer erkennbar ist. Buckel-Seidenbienen legen Nester in Niströhren mit Durchmessern zwischen 4 und 10 mm an.

Trotz einer flächendeckenden Verbreitung ist die Art nicht häufig in Nisthilfen zu finden.



oligolektisch:
Korbblütler
(Asteraceae),
v. a. Rainfarn
(*Tanacetum vulgare*)



univoltin V-VIII



ungefährdet



Nest der Buckel-Seidenbiene (*Colletes daviesanus*) mit vier Brutzellen in einer Schilfröhre.



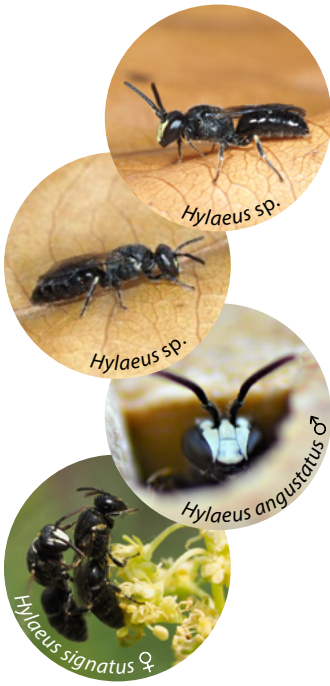
Nest mit innenliegendem Nestverschluss der Buckel-Seidenbiene (*Colletes daviesanus*) mit deutlich erkennbarer transparenter, cellophanartiger Zellauskleidung.

MASKENBIENEN

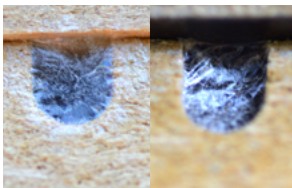
Gattung *Hylaeus*

Die Maskenbienen der Gattung *Hylaeus* zählen zu den kleinsten Bienen Deutschlands. Da sie kaum behaart sind und die Weibchen Pollen im Kropf zum Nest transportieren, halten Laien sie auf den ersten Blick selten für Bienen.

Anders als die meisten anderen Wildbienenarten, die ihre Nester in Nisthilfen anlegen, ist der Kokon bei Maskenbienen nur rudimentär, d. h. kaum vorhanden und die helle Larve, welche am Ende ihrer Entwicklung so lang wie die Brutzelle selbst ist, ist durchscheinend. Der Futtervorrat aus Pollen und Nektar wirkt zähflüssig. Manche *Hylaeus*-Nester weisen einen zitrusähnlichen Geruch auf. Insbesondere bei polylektischen Arten kann die Farbe des Proviantes selbst innerhalb eines Nests stark variieren. Das Material für die Zwischenwände, die Brutzellenauskleidung und der Nestverschluss sind cellophanartig, ähnlich wie bei der Buckel-Seidenbiene *Colletes daviesanus*. Zudem ist an Zwischenwänden von Maskenbienen manchmal helles, zerkautes Pflanzenmaterial angelagert. Der Nestverschluss schließt meist mit dem Röhrenaussgang ab. Es werden vor allem kleine Niströhrendurchmesser zwischen 3 und 5 mm angenommen.



Saisonverlauf eines Maskenbienen-Nests in einer Holznisthilfe. Juli: Brutzellen mit Larven sowie einer verproviantierten Zelle und einem Weibchen bei der Arbeit.



Nestverschlüsse in Frontansicht.



Die Nester der Maskenbienen (*Hylaeus* sp.) sind mit transparentem, cellophanartigem Material ausgekleidet. Oben ist der Nestverschluss (rechts) erkennbar.

Sandrasen-Maskenbiene*Hylaeus angustatus*

(SCHENCK, 1861)



polylektisch



univoltin V-IX



ungefährdet

Gewöhnliche Maskenbiene*Hylaeus communis*

NYLANDER, 1852



polylektisch



partiell bivoltin V-IX



ungefährdet

Verkannte Maskenbiene*Hylaeus confusus*

NYLANDER, 1852



polylektisch



partiell bivoltin V-IX



ungefährdet

Beulen-Maskenbiene*Hylaeus difformis*

(EVERSMANN, 1852)



polylektisch



univoltin VI-IX



ungefährdet

Geringelte Maskenbiene*Hylaeus dilatatus*

(KIRBY, 1802)

Synonym: *H. cervicornis*

(COSTA 1858)



polylektisch



univoltin VI-IX



ungefährdet

Buckel-Maskenbiene*Hylaeus gibbus*

SAUNDERS, 1850



polylektisch



partiell bivoltin VI-VIII



ungefährdet

Abweichende Maskenbiene*Hylaeus incongruus*

FÖRSTER, 1871



polylektisch



univoltin VI-VIII

keine Einstufung, da erst
2011 als eigenständige
Art anerkannt**Gezeichnete Maskenbiene***Hylaeus pictipes*

NYLANDER, 1852



polylektisch



univoltin V-VIII



ungefährdet

Lauch-Maskenbiene

Hylaeus punctulatissimus

SMITH, 1842



oligolektisch:

Lauch (*Allium*)



univoltin VI-VIII



Gefährdung unbekann-
ten Ausmaßes

Reseden-Maskenbiene

Hylaeus signatus

(PANZER, 1798)



oligolektisch: Resede

(*Reseda*)



partiell bivoltin VI-IX



ungefährdet

KLEINE GLOCKENBLUMEN-SAMMELNDE SCHERENBIENEN

Chelostoma partim

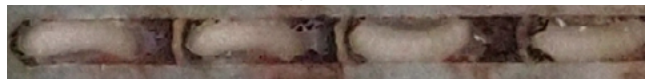
Die Kokons der Scherenbienen sind schwach durchsichtig. Kurz nach der Verpuppung sind die Kokons hell weißlich-gelblich, mitunter geht die Färbung ins Grünliche. Mit der Zeit dunkeln sie etwas aus. Im Vergleich zu anderen Kokons von Wildbienen, die Nisthilfen annehmen, sind Scherenbienen-Kokons mindestens 2-mal so lang wie breit, oft deutlich länger im Verhältnis.

Die Zwischenwände wie auch der Nestverschluss bestehen aus einem Sand-Lehm-Gemisch, welches durch ein spezielles Drüsensekret und Nektar zusammengehalten wird. Anders als die Hahnenfuß-Scherenbiene, die ähnliche Nester baut, ist die Farbe des eingetragenen Pollens hellblau, violett oder hellgelb, nie aber knallgelb. Es gibt keine Leerzellen, sogenannte Interkalarzellen, zwischen verproviantierten Brutzellen. Einige Scherenbienenester ähneln den Nestern von solitären Faltenwespen (Eumeninae). Bei Scherenbienen sind die an die Zwischenwand angelagerten Kotkörnchen deutlich zu erkennen, während diese bei Nestern von solitären Faltenwespen nicht zu erkennen sind.

Die Kurzfransige Scherenbiene und die Langfransige Scherenbiene sind kleiner als die folgenden Scherenbienenarten. Die Kokons der Kurzfransigen und Langfransigen Scherenbiene sind nicht länger als 6 mm. Sie nehmen auch kleinere Niströhrendurchmesser von meist unter 2,5 mm an. Der Nestverschluss ist mit feinem Sand verputzt.



Feinsandiger Nestverschluss (links). Nest mit zwei milchigen Kokons mit anhaftender dunkler Faeces (rechts) einer Glockenblumen-sammelnden Scherenbiene (*Chelostoma* sp.) im Schilfröhrchen.



Nest mit weißen Larven der Glockenblumen-sammelnden Scherenbiene (*Chelostoma* sp.) in Holznisthilfe.



Kurzfransige Scherenbiene

Chelostoma campanularum

(KIRBY, 1802)

- ✚ oligolektisch:
Glockenblumen
(Campanulaceae)
- ★ univoltin VI-VIII
- * ungefährdet

Langfransige Scherenbiene

Chelostoma distinctum

(STOECKERT, 1929)

- ✚ oligolektisch:
Glockenblumen
(Campanulaceae)
- ★ univoltin V-VII
- * ungefährdet



GLOCKENBLUMEN-SCHERENBIENE

Chelostoma rapunculi (LEPELETIER, 1841)

Synonyme:

C. nigricorne (NYLANDER, 1848)

Osmia fuliginosum (PANZER, 1798)

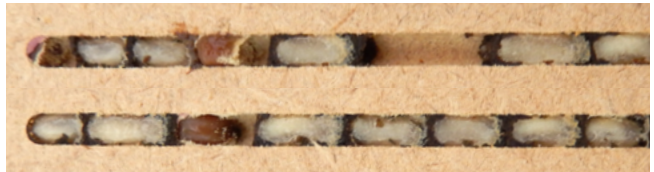
Die Merkmale ähneln denen der Kurzfransigen und Langfransigen Scherenbienen (S. 65). Unterschiede liegen vor allem in der Größe und dem Nestverschluss, welcher aus Lehm mit gröberen Steinchen besteht.

oligolektisch:
Glockenblumen
(Campanulaceae)

★ univoltin V-VIII

* ungefährdet

Glockenblumen-Scherenbienen sind deutlich größer und ihre Kokons sind über 8 mm lang. Zudem nutzen Glockenblumen-Scherenbienen vorwiegend größere Niströhren mit einem Durchmesser über 3 mm. Außen am Nestverschluss werden bei der Glockenblumen-Scherenbiene, wie auch bei der folgenden Hahnenfuß-Scherenbiene, größere Steinchen (Quarzkörnchen) befestigt.



Nester mit milchigen Kokons der Glockenblumen-Scherenbiene (*Chelostoma rapunculi*) in Holznisthilfe.



Grob verputzter Nestverschluss aus einem Sand-Lehmgemisch mit gröberen Steinchen der Glockenblumen-Scherenbiene (*Chelostoma rapunculi*).



Nest mit fünf Brutzellen mit violettem Pollen und Larven in Holznisthilfe.



Milchige Kokons mit terminal anhaftender dunkler Faeces der Glockenblumen-Scherenbiene (*Chelostoma rapunculi*) im Schilfröhrchen.

HAHNENFUSS-SCHERENBIENE

Chelostoma florissomne (LINNAEUS, 1758)

Die Merkmale entsprechen jenen der Glockenblumen-Scherenbiene, allerdings ist die Färbung des Pollens knallgelb. Außerdem legt die Hahnenfuß-Scherenbiene oft, aber nicht immer, sogenannte Interkalarzellen (Leierzellen) zwischen den verproviantierten Zellen an.

Aufgrund des knallgelben Pollens und des geringen Niströhrendurchmessers, der von dieser Art präferiert wird, kann gegebenenfalls eine Ähnlichkeit zu den Löcherbienen *Heriades* spp. (Seite 68) bestehen. Letztere haben allerdings deutlich kürzere Kokons im Verhältnis zur Breite und nutzen als Baumaterial Harz statt ein Lehm-Sand-Gemisch. Während der Kokon bei Scherenbienen mindestens doppelt so lang wie breit ist, ist der Kokon von Löcherbienen oft deutlich kürzer. Zudem nimmt der Kokon von Scherenbienen annähernd den gesamten Brutzellenraum ein, während Löcherbienen-Kokons selten den gesamten Brutzellenraum einnehmen.

Dies kann neben dem Material zum Zwischenwand- und Verschlussbau eine Unterscheidung ermöglichen. Der Nestverschluss ist gröber verputzt und enthält neben Lehm und Sand auch größere Steinchen (Quarzkörnchen).



oligolektisch:
Hahnenfuß
(*Ranunculus*)



univoltin IV-VII



ungefährdet



Zwei milchige Kokons mit anhaftender dunkler Faeces und gelben Pollenresten der Hahnenfuß-Scherenbiene (*Chelostoma florissomne*) im Schilfröhrchen.



Drei milchige Kokons in Holznisthilfe.



Brutzellen mit gelbem Pollen und Larven in verschiedenen Entwicklungsstadien der Hahnenfuß-Scherenbiene (*Chelostoma florissomne*) in Holznisthilfe.



Charakteristischer Nestverschluss aus einem Sand-Lehm-Gemisch mit größeren Steinchen der Hahnenfuß-Scherenbiene (*Chelostoma florissomne*).

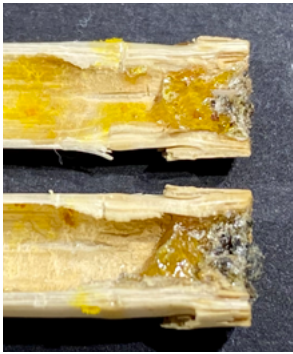
*Heriades truncorum* ♀*Heriades crenulata* ♀*Heriades truncorum* ♀

LÖCHERBIENEN

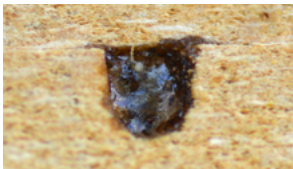
Gattung *Heriades*

Vor allem im Spätsommer sind Löcherbienen aktiv und bauen ihre Nester in oberirdische Hohlräume mit geringen Durchmessern von 2 bis 5 mm.

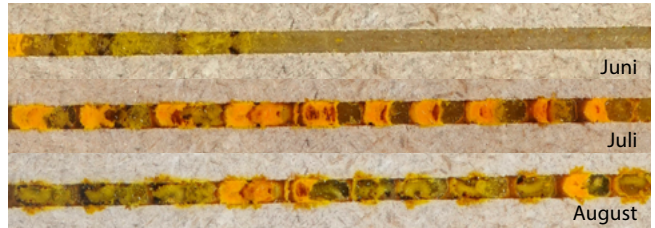
Ihre Kokons sind hell weißlich, wobei gelblich-orange Kot- und knallgelbe Pollenreste im Kokon eingewoben werden. Die knallgelben Pollenreste sind meistens nach der Verpuppung noch deutlich sichtbar. Die Zwischenwände werden aus hell-gelblichem Harz angefertigt, welches bei Holznisthilfen in das umliegende Holz einzieht. Auch der Nestverschluss ist aus hellem, gelblich-durchsichtigem Harz, wobei hier oft zusätzlich Beimengungen in Form von Holzmehl oder -partikeln vorzufinden sind. Häufig finden sich im Harz auch Lufteinschlüsse. Auf dem Nestverschluss werden außerdem oft Steinchen, Sand oder Pflanzenstücke angebracht.



Nestverschluss aus Harz mit Steinchen und Pflanzenmaterial einer Löcherbiene (*Heriades* sp.) im Schilfröhrchen.



Nestverschluss aus Harz einer Löcherbiene (*Heriades* sp.) in Holznisthilfe.



Saisonverlauf eines Nests der Löcherbiene (*Heriades* sp.) in einer Holznisthilfe. Brutzellen mit gelbem Pollen und Larven in verschiedenen Entwicklungsstadien.



Nest der Löcherbiene (*Heriades* sp.) mit weißlichen Kokons und durchscheinenden weißen Larven und orangefarbener Faeces in Holznisthilfe.



Nest der Löcherbiene (*Heriades* sp.) mit Larven im Schilfröhrchen.



Nest der Löcherbiene (*Heriades* sp.) mit charakteristischer orangefarbener Faeces, die am Kokon anhaftet im Schilfröhrchen.

Gekerbte Löcherbiene*Heriades crenulata*

NYLANDER, 1856

Synonym: *Osmia crenulata*

(NYLANDER, 1856)



oligolektisch:

Korbblütler

(Asteraceae)



univoltin VI-IX



ungefährdet

Gewöhnliche Löcherbiene*Heriades truncorum*

(LINNAEUS, 1758)

Synonym: *Osmia**truncorum* (LINNAEUS, 1758)

oligolektisch:

Korbblütler

(Asteraceae)



univoltin VI-X



ungefährdet

BLATTSCNEIDERBIENEN

Megachile partim

Die Nester von Blattschneiderbienen, zu denen der Großteil der Arten aus der Gattung *Megachile* gehört, sind leicht zu erkennen: Das gesamte Nest ist mit eingerollten großen Blattstückchen ausgekleidet, was optisch an eine Zigarre erinnert. Der Brutzelleninhalt ist ohne das Aufschneiden der Blätter nicht sichtbar. Die Anzahl der einzelnen Brutzellen im Nest kann oft nur geschätzt werden.

Der Nestverschluss wird ebenfalls aus kleingeschnittenen Blattstückchen gefertigt, die entweder stark zusammengepresst werden oder als viele locker liegende Blattschichten als Verschluss fungieren, sodass der Nestverschluss eindeutig von der letzten Brutzelle abgegrenzt werden kann. Bei guter botanischer Fachkenntnis ist es möglich, Nester der Weidenröschen-Blattschneiderbiene *Megachile lapponica* zu bestimmen, da diese Art für die Auskleidung ihrer Brutzellen nur Blattstückchen des Wald-Weidenröschens verwendet. Der Nestverschluss ist nur bei der Weidenröschen-Blattschneiderbiene zusätzlich mit Lehmsschichten angelegt. Bei den anderen Blattschneiderbienenarten werden nur Blattstückchen oder zerkautes Blattmaterial verwendet. Blattschneiderbienen besiedeln Niströhren mit Durchmessern zwischen 6 und 12 mm.



Seitenansicht des breiten Nestverschlusses der Blattschneiderbiene (*Megachile* sp.) mit geschichteten Blattstückchen.



Charakteristische Nestverschlüsse der Blattschneiderbiene (*Megachile* sp.) aus Blattstückchen.



Puppen der Garten-Blattschneiderbiene (*Megachile willughbiella*) in von Blattschichten umhüllten geöffneten Kokons.



Brutzellenauskleidung aus Blattstückchen der Kleinen Blattschneiderbiene (*Megachile apicola*) in einer Holznisthilfe.



Nest der Weidenröschen-Blattschneiderbiene (*Megachile lapponica*) im Schilfröhrchen, die Lehmzwischenwänden zur Brutzellenunterteilung baut.

Kleine Blattschneiderbiene*Megachile alpicola*

ALFKEN, 1924



polylektisch

★ ★ partiell bivoltin V-IX

* ungefährdet

Luzerne-Blattschneiderbiene*Megachile rotundata*

(FABRICIUS, 1787)



polylektisch

★ univoltin VI-VIII

* ungefährdet

Rosen-Blattschneiderbiene*Megachile centuncularis*

(LINNAEUS, 1758)



polylektisch

★ ★ partiell bivoltin V-X

V Vornwarnliste

Bunte Blattschneiderbiene*Megachile versicolor*

SMITH, 1844



polylektisch

★ ★ partiell bivoltin V-IX

* ungefährdet

Weidenröschen-Blattschneiderbiene*Megachile lapponica*

THOMSON, 1872



oligolektisch:

Weidenröschen

(Epilobium)

★ univoltin VI-VIII

* ungefährdet

Garten-Blattschneiderbiene*Megachile willughbiella*

(KIRBY, 1802)



polylektisch

★ univoltin V-IX

* ungefährdet

Holz-Blattschneiderbiene*Megachile ligniseca*

(KIRBY, 1802)



polylektisch

★ univoltin VI-IX

2 stark gefährdet



PLATTERBSEN-MÖRTELBIENE

Megachile ericetorum LEPELETIER, 1841



oligolektisch:

Leguminosen
(Fabaceae),
v. a. Platterbsen
(*Lathyrus*)



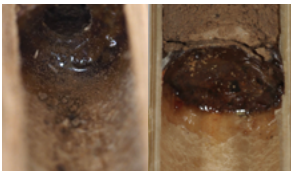
univoltin V-VIII



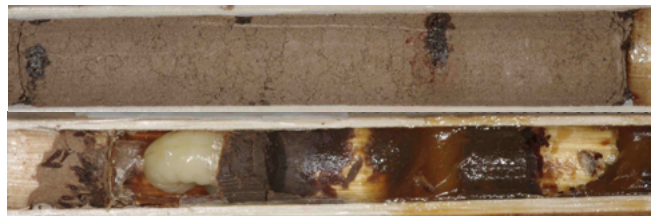
ungefährdet

Nester der Platterbsen-Mörtelbiene sind annähernd vollständig mit grobem Lehm ausgemörtelt. Von oben betrachtet können die Kokons an wenigen Stellen durchscheinen. Von innen sind die Brutzellen mit Harz ausgekleidet. Wenn die Zellen geöffnet werden, können Pollen- und Nektarreste innerhalb der Brutzellen erkennbar sein.

Der Nestverschluss besteht aus grob verputztem Lehm mit Harzüberzug und ist sehr weich, sodass er leicht bei mechanischer Störung abfällt. Platterbsen-Mörtelbienen besiedeln Niströhren mit verhältnismäßig großen Durchmesser ab 8 mm.



Nestverschlüsse der Platterbsen-Mörtelbiene (*Megachile ericetorum*) aus Lehm mit Harzüberzug.



Unterschiedliches Erscheinungsbild eines Nests der Platterbsen-Mörtelbiene (*Megachile ericetorum*) in Schilfröhrchen. Oben: vollständig ausgemörtelte Brutzellen. Unten: nur teilweise ausgemörtelte Brutzellen. Larve (links), feuchtes Nektar-Pollengemisch (mittig und rechts).



Nest der Platterbsen-Mörtelbiene (*Megachile ericetorum*) mit vollständig ausgemörtelten Brutzellen in Holznisthilfe.

ASIATISCHE BLATTSCHNEIDERBIENE

Megachile sculpturalis SMITH, 1853

Erst seit einigen Jahren finden sich vermehrt Nester der Asiatischen Blattschneiderbiene in Nisthilfen. Sie ist ein Neozoon, also eine neu eingewanderte Art, die sich aktuell in der Ausbreitung gen Norden befindet. Die Brutzellen der Asiatischen Blattschneiderbiene sind größtenteils mit klebrigem Harz ausgekleidet.

Der Nestverschluss wird aus Lehm oder Harz bzw. einem Gemisch aus beidem angefertigt. Aufgrund ihrer immensen Körpergröße besiedeln Asiatische Blattschneiderbienen nur Niströhren mit einem Durchmesser ab 7 mm. Meist werden deutlich größere Durchmesser bevorzugt.



polylektisch

Voltinie in
Deutschland nicht
bekannt VI-IX

Eingewanderte Art,
keine Rote Liste-
Einstufung



Nester der Asiatischen Blattschneiderbiene (*Megachile sculpturalis*) mit Larven und Proviant in Holznisthilfen.



Nest der Asiatischen Blattschneiderbiene (*Megachile sculpturalis*) mit Larven und Proviant in Holznisthilfe. Im unteren Nest wurden neben Harz und anderen Materialien auch blaue Kunstschaumstücke verbaut.



Nestverschlüsse aus Harz oder glattem Lehm der Asiatischen Blattschneiderbiene (*Megachile sculpturalis*) in Holznisthilfe.



polylektisch



★ ★ partiell bivoltin V-X



ungefährdet

GARTEN-WOLLBIENE

Anthidium manicatum (LINNAEUS, 1758)

Nester der Garten-Wollbiene sind mit feinen abgeschabten Pflanzenfasern ausgekleidet, die meist eine schmutzig-weiße Färbung aufweisen, aber je nach Ausgangsmaterial auch gelblich bis rötlich gefärbt sein können. Auch der Nestverschluss besteht aus diesem Material. Die Brutzellen werden mit einem zähen Pollen-Nektargemisch verproviantiert, von dem aber, ohne dass die Brutzelle geöffnet wird, nichts zu sehen ist.

Die 10 bis 16 mm langen Kokons sind dunkelbraun und scheinen höchstens undeutlich durch die Pflanzenwolle hindurch. Meist werden weitere, größere Baumaterialien wie Steinchen, Holzstückchen oder Moos zum Nestbau verwendet. Brutzellen-Zwischenwände sind durch die Beimischung von Harz deutlich zu erkennen und heben sich farblich ab.



Nest der Garten-Wollbiene (*Anthidium manicatum*) mit deutlich erkennbaren Brutzellen (oben) und Nestverschluss mit unterschiedlichen Baumaterialien (unten) in Schilfröhrchen.



Die Nester der Garten-Wollbiene (*Anthidium manicatum*) in Schilfröhrchen. Oben: Kokon mit ausgezogener Spitze (links), abgestorbene Larve (mittig), feuchter Proviant mit Larve (rechts). Unten: Mit abgeschabten Pflanzenfasern ausgepolstertes Nest.

ÖSTLICHE ZWERGWOLLBIENE

Pseudoanthidium nanum (Mocsáry, 1881)

Die Brutzellen der Östlichen Zwergwollbiene sind mit reinweißen, abgeschabten feinen Pflanzenfasern ausgekleidet, die zu einer Wolle komprimiert werden. Auch der Nestverschluss besteht aus diesem Material. Neben Pflanzenfasern sind keine weiteren Materialien im Nest verbaut. Wie der Name andeutet, handelt es sich um eine sehr kleine Art innerhalb der Gruppe der Wollbienen.

Die Kokons der Östlichen Zwergwollbiene erreichen eine maximale Länge von 8 mm. Die Kokons sind dunkelbraun und scheinen leicht durch die Pflanzenwolle hindurch. Die Östliche Zwergwollbiene nimmt Niströhrendurchmesser von 4 bis 6 mm an.



oligolektisch:
Korbblütler
(Asteraceae)



univoltin VI-VIII

3

gefährdet



Von Pflanzenwolle umhüllte Kokons der Östlichen Zwergwollbiene (*Pseudoanthidium nanum*) im Schilfröhrchen.



Kokon der Östlichen Zwergwollbiene (*Pseudoanthidium nanum*) eingebettet in wollartigen Pflanzenfasern im Schilfröhrchen.



oligolektisch:
Lippenblütler
(Lamiaceae)

★ ★ partiell bivoltin V-IX

V Vorwarnliste

WALD-PELZBIENE

Anthophora furcata (Panzer, 1798)

Wald-Pelzbienen kleiden die Brutzellen mit abgeschabten holzartigen Pflanzenfasern aus. Im Vergleich zu den Wollbienen sind die holzartigen Pflanzenfasern gröber und hellbraun. Die Kokons sind durch das Material nicht durchscheinend. In der Regel geht vom Nest ein charakteristischer unangenehm aufdringlicher Geruch aus. Der Larvenproviant ist zähflüssig und dunkelorange bis dunkelbraunfarben. Die beige Larve liegt ohne Kokon in der Brutzelle.

Es werden Niströhrendurchmesser ab 7 mm angenommen.



Nest der Wald-Pelzbiene (*Anthophora furcata*) mit drei Brutzellen. In geöffneten linker Brutzelle liegt eine beige Larve im Schilfröhrchen.



Nest der Wald-Pelzbiene (*Anthophora furcata*) mit Blick auf eine geöffnete Brutzelle im Schilfröhrchen. Die Brutzelle ist mit typischem holz- und pflanzenfaserartigem Baumaterial ausgekleidet.

3.4 WESPEN



Eine solitäre Faltenwespe (*Ancistrocerus* sp.) macht eine Pause.



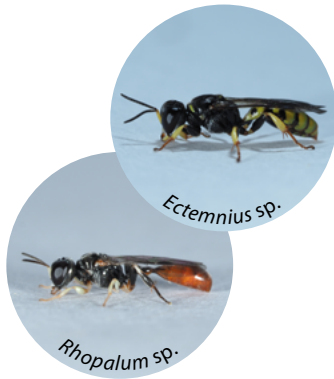
Eine Zungenzergwespe (*Passaloecus* sp.) trägt eine Blattlaus als Larvenproviand ein.

PHYLOGENIE VON WESPEN

Alle Wespen, die in Nisthilfen Nester anlegen, gehören zu den Stechimmen (Aculeata). Die Weibchen ernähren ihre Larven mit unterschiedlichen Gliederfüßern (Arthropoden) wie Spinnen und Insekten, wobei jede Wespenart ihre ganz eigenen Präferenzen hat. Die Beute wird durch einen gezielten Stich ins Nervensystem gelähmt und später bei lebendigem Leib von der Larve verspeist. Bei größeren Beutetieren beginnt die Larve ihre Mahlzeit mit den äußeren, nicht überlebenswichtigen Körperteilen und verzehrt erst zum Schluss deren innere Organe. Dadurch, dass die Beute lange am Leben bleibt, hält sie sich frisch – besser als in jedem Kühlschrank. Die erwachsenen Wespen hingegen beziehen ihre Energie für Verbreitungs- und Beuteflüge vorwiegend aus Blütennektar. Eine artenreiche Gruppe innerhalb der Stechimmen stellen die Faltenwespen (Vespidae) dar. Sie tragen ihren Namen, da sie ihre Flügel in Ruhestellung der Länge nach zusammenfalten. Dies stellt einen effektiven Schutz vor Flügelrissen dar und ermöglicht es den Wespen unverletzt selbst durch ausgefranste Holzlöcher zu krabbeln. Zu den Faltenwespen gehören hochsoziale Arten wie Hornissen und ‚Pflaumenkuchen-Wespen‘ (Gattung *Vespula*). Einzelne Röhrchen sind aber für einen ganzen Wespenstaat viel zu klein und so finden sich in Nisthilfen ausschließlich Arten solitärer Faltenwespen (Eumeninae), bei denen jedes Weibchen für sich allein ein Nest baut, verproviantiert und Eier legt.

Den Faltenwespen gegenüber stehen die Wegwespen (Pompilidae) und mehrere Grabwespen-Familien (Ampulicidae, Crabronidae, Pemphredonidae*, Psenidae* und Sphecidae). Ihre umgangssprachliche Bezeichnung deutet bereits darauf hin, dass der Großteil der hierunter geführten Arten ihre Nester in gegrabenen Gängen im Boden anlegt. Allerdings gibt es einige Weg- und Grabwespenarten, die „aus der Reihe tanzen“ und stattdessen oberirdische vorhandene Röhren, wie solche in Nisthilfen, nutzen.

* Durch molekulargenetische Untersuchungen ist bekannt, dass die Wespenfamilien Psenidae und Pemphredonidae näher mit den Bienen als mit den übrigen Grabwespen verwandt sind. In den meisten Bestimmungsschlüsseln, Roten Listen oder Verbreitungskarten werden sie allerdings unter „Grabwespen“ geführt.

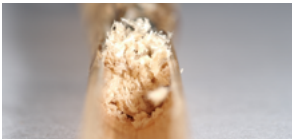


ECHTE GRABWESPEN

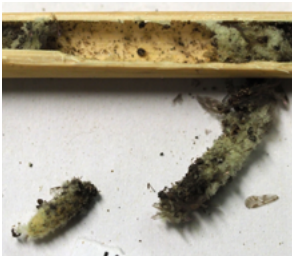
Unterfamilie Crabroninae partim

Die Gruppe der Grabwespen, von denen nicht alle Arten ihrem Namen gerecht werden und selbstgegrabene Erdnester anlegen, sondern einige Arten auch oberirdische Hohlräume besiedeln, zeichnen sich durch Zellzwischenwände aus schwarzbraunem Harz und angelagertem Mulm aus. Dabei werden Holzabschabungen angefeuchtet und mit dem Bauch an der Zwischenwand platt angedrückt.

Die Kokons sind länglich und Nahrungsreste sowie Markspäne sind darin eingewoben. Die Larven ernähren sich von eingelangerten echten Fliegen (Diptera: Brachycera), wie beispielsweise Schwebfliegen oder Schmeißfliegen, seltener werden auch andere Insekten, z. B. kleine Zikaden, als Larvenproviant eingetragen. Die Verpuppung erfolgt in einem Kokon, der meist rau und umgeben von Insektenresten ist. Es werden Niströhren mit Durchmessern zwischen 4 und 7 mm besiedelt.



Nestverschluss einer Echten Grabwespe im Schilfröhrchen.



Stängelgrabwespe (*Rhopalum* sp.) im Schilfröhrchen. Das Nest ist gefüllt mit Insektenresten und Pflanzenfasern.



Brutzelle verproviantiert mit Schwebfliegen (Syrphidae).



Kokons von der Stängelgrabwespe (*Rhopalum* sp.), ummantelt mit Insektenflügeln und Pflanzenfasern im Schilfröhrchen.



Drei Kokons einer Stängelgrabwespe (*Rhopalum* sp.) im Schilfröhrchen. Der Larvenproviant ist sichtbar.



Punktierter Fliegenjäger (*Ectemnius continuus*) im Schilfröhrchen mit Futtermatrat Schwebfliegen (Syrphidae).

Bart-Schlankwespe*Crossocerus barbipes*

(DAHLBOM, 1845)

- * ungefährdet
V-IX

Magere Schlankwespe*Crossocerus podagricus*

(VANDER LINDEN, 1829)

- * ungefährdet
V-IX

Schmal-Schlankwespe*Crossocerus capitosus*

(SHUCKHARD, 1837)

- * ungefährdet
V-VIII

Punktierter Fliegenjäger*Ectemnius continuus*

(FABRICIUS, 1804)

- * ungefährdet
V-IX

Schild-Schlankwespe*Crossocerus cetratus*

(SHUCKHARD, 1837)

- * ungefährdet
V-VIII

Klaunen-Stängelgrabwespe*Rhopalum clavipes*

(LINNAEUS, 1758)

- * ungefährdet
V-IX

Klammer-Schlankwespe*Crossocerus cinxius*

(DAHLBOM, 1839)

- * ungefährdet
V-VIII

**Gewöhnliche Stängel-
grabwespe***Rhopalum coarctatum*

(SCOPOLI, 1763)

- * ungefährdet
V-IX

Schwarze Schlankwespe*Crossocerus nigrinus*

(LEPELETIER & BRULLÉ, 1835)

- * ungefährdet
V-VIII



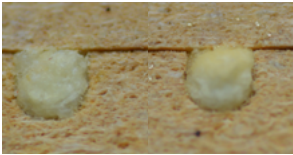
ZUNGENZWERGWESPEN

Gattung *Passaloecus*

Der Nestverschluss ähnelt dem der Lächerbienen und besteht aus mehr oder weniger einfarbigem, meist sehr hellem Harz mit oder ohne Beimengungen anderer Materialien (Steinchen, Lehm, Pflanzenteile). Das Harz zieht bei Holznisthilfen in das Holz ein. Der Kokon ist meist rudimentär angelegt (kaum oder gar nicht vorhanden), daher ist die orange, gelbliche oder weiße Larve zu erkennen. Blattläuse dienen als Larvenproviant. Außerdem kann es vorkommen, dass mehrere Larven in einer Brutzelle liegen. Auch können in den Brutzellen runde Kotkugeln verteilt liegen. Sie bevorzugen Niströhren mit einem Durchmesser unter 4 mm. *Passaloecus eremita* legt um den Nestverschluss herum einen Ring aus Harztröpfchen an. Dies wird bei anderen Arten der Gattung nicht beobachtet. Allerdings gibt es teilweise Nestverschlüsse von *Passaloecus eremita*, bei denen der Harzring kaum oder gar nicht sichtbar ist, weshalb eine gesicherte Bestimmung dieser Art nicht immer möglich ist. Im Gegensatz zu anderen *Passaloecus*-Arten enthält der Nestverschluss nur sehr wenige Beimengungen anderer Materialien.



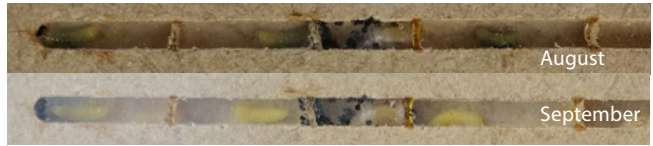
Klassischer Nestverschluss mit Harzring der Kiefern-Zungenzwergwespe (*Passaloecus eremita*) an Holznisthilfe.



Nicht immer ist der Harzring bei den Nestverschlüssen von *Passaloecus eremita* gut zu erkennen.



Nestverschluss einer Zungenzwergwespe (*Passaloecus* sp.) aus Harz und Beimengungen im Schilfröhrchen.



Nest einer Zungenzwergwespe (*Passaloecus* sp.) im Saisonverlauf in Holznisthilfe. In der 1., 2. und 4. Brutzelle von links liegt jeweils eine Wirtslarve. In der 3. Brutzelle von links ist der Kokon eines Gegenspielers (Goldwespe, Chrysididae) zu erkennen.



Nest einer Zungenzwergwespe (*Passaloecus* sp.) in Holznisthilfe. Die Larven liegen "nackt" und ohne Kokon in den Brutzellen.



Nest einer Zungenzwergwespe (*Passaloecus* sp.) im Schilfröhrchen. Für die Brutzellen-Zwischenwände wird Harz als Baumaterial verwendet.

Wald-Zungenzwergwespe*Passaloecus borealis*

DAHLBOM, 1844



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-VIII



ungefährdet

Kurz-Zungenzwergwespe*Passaloecus brevilabris*

WOLF, 1958



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin VI-IX



ungefährdet

Gehörnte Zungenzwergwespe*Passaloecus corniger*

SHUCKARD, 1837



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-IX



ungefährdet

Kiefern-Zungenzwergwespe*Passaloecus eremita*

KOHLE, 1893



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-IX



ungefährdet

Zierliche Zungenzwergwespe*Passaloecus gracilis*

(CURTIS, 1834)



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-IX



ungefährdet

Ungefleckte Zungenzwergwespe*Passaloecus insignis*

(VANDER LINDEN, 1829)



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-IX



ungefährdet

Einhorn-Zungenzwergwespe*Passaloecus monilicornis*

DAHLBOM, 1842



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-IX



ungefährdet

Garten-Zungenzwergwespe*Passaloecus singularis*

DAHLBOM, 1844



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-IX



ungefährdet

Stängel-Zungenzwergwespe*Passaloecus turionum*

DAHLBOM, 1844



Blattläuse (Aphidina)



bivoltin V-IX



ungefährdet

STIELGRABWESPEN

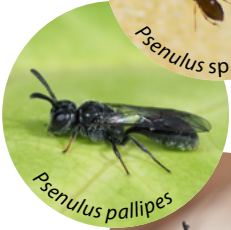
Gattung *Psenulus*

Der pergamentartige, schmutzig-weiße, rötliche oder braune Kokon ist mit einem braunen Gespinstdeckel verwoben und kleidet die gesamte Brutzelle aus. Bei Brutzellen mit nicht entwickelten Larven schimmert das Schwarz der Blattläuse (Larvenproviant) durch den Gespinstdeckel. Der Kokon hat oft eine kleine Öffnung am basalen Ende.

Die hellen und dünnen Zwischenwände sind aus Holz bzw. Markspänen. Außerdem ist oftmals weißes Gespinst zwischen den Brutzellen sichtbar. Der Nestverschluss ist auch aus einem Gespinsthäutchen, welches an der Öffnung einige Millimeter nach hinten versetzt sein kann, so dass es von außen schwer erkennbar ist. Häufig verweilt das Weibchen nach der Fertigstellung des Nests in der Niströhre vor den Brutzellen. Der Niströhrendurchmesser beträgt 2 bis 8 mm.



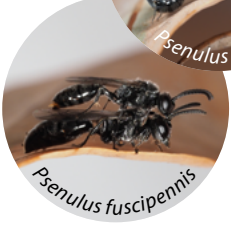
Psenulus sp. ♀



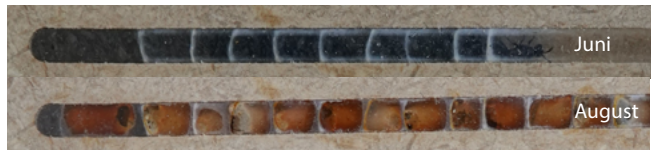
Psenulus pallipes



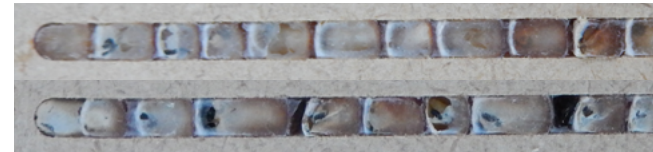
Psenulus fuscipennis



Psenulus fuscipennis



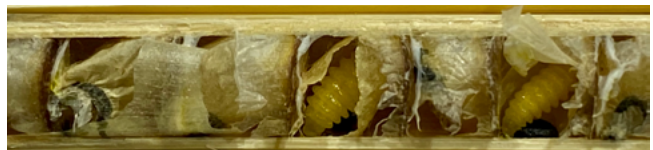
Nest einer Stielgrabwespe (*Psenulus* sp.) im Saisonverlauf in Holznisthilfe. Juni: Alle Brutzellen verproviantiert mit schwarz schimmernden Blattläusen. August: Alle Brutzellen mit Kokon.



Nester einer Stielgrabwespe (*Psenulus* sp.) in Holznisthilfe. Alle Brutzellen mit Kokons.



Nestverschluss einer Hellfüßigen Stielgrabwespe (*Psenulus pallipes*) im Schilfröhrchen.



Nest einer Stielgrabwespe (*Psenulus* sp.) im Schilfröhrchen. In geöffneten Kokons ist je eine gelbliche Larve zu erkennen.

Chevriers Stielgrabwespe*Psenulus chevrieri*

(TOURNIER, 1889)

Synonym: *P. brevitarsis*

MERISUO, 1937



Blattläuse (Aphidina)

- D Daten defizitär
- V-VIII

Schwarzfuß-Stielgrabwespe*Psenulus fuscipennis*

(DAHLBOM, 1843)



Blattläuse (Aphidina)

- * ungefährdet
- VI-IX

Dunkle Stielgrabwespe*Psenulus concolor*

(DAHLMBOM, 1843)



Blattläuse (Aphidina)

- * ungefährdet
- V-VIII

Hellfüßige Stielgrabwespe*Psenulus pallipes*

(PANZER, 1798)



Blattläuse (Aphidina)

- * ungefährdet
- V-IX



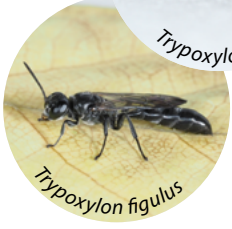
Trypoxylon sp.



Trypoxylon sp.



Trypoxylon clavicerum



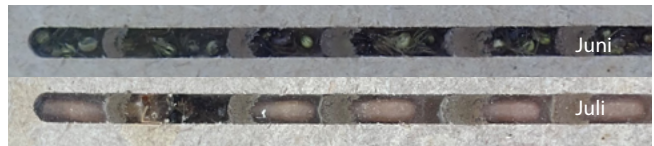
Trypoxylon figulus

SPINNENSAMMLER

Gattung *Trypoxylon*

Der Kokon ist hell, beige bis hellbraun, trichter- bzw. länglich tropfenförmig, pergamentartig, mit schwarzer Kappe und meist basal an der Zwischenwand angelagert.

Die Zwischenwände und der Nestverschluss sind aus mineralischem Mörtel (Lehm), dessen Farbe variieren kann. Häufig befinden sich Reste von Spinnen, insbesondere deren Beine, in unentwickelten Zellen. Der Nestverschluss ist in der Regel glatt verputzt, kann aber auch mit Beimengungen kleiner Steinchen versehen sein. Der Nist-röhrendurchmesser beträgt 3 bis 8 mm.



Saisonverlauf des Nests eines Spinnensammlers (*Trypoxylon* sp.) in Holznisthilfe. Juni: Alle Brutzellen sind mit Spinnen verproviantiert. Juli: In allen Brutzellen hat sich aus der Larve ein Kokon entwickelt, außer in der 2. Brutzelle von links. Dort befindet sich der Kokon eines Gegenspielers aus der Familie der Goldwespen (*Trichrysis cyanea*).



Brutzellen eines Spinnensammlers (*Trypoxylon* sp.) verproviantiert mit Spinnen. Zwischenwände aus Lehm in Holznisthilfe.



Brutzellen mit Kokons eines Spinnensammlers (*Trypoxylon* sp.) in Holznisthilfe.



Nestverschluss aus Lehm mit kleinen Steinchen eines Spinnensammlers (*Trypoxylon* sp.) in Holznisthilfe.



Nest eines Spinnensammlers (*Trypoxylon* sp.) im Schilfröhrchen. Linke Brutzelle: Spinnen als Larvenproviant. Rechte Brutzelle: Kokon mit dunkler Kappe.

Düsterer Spinnensammler*Trypoxylon attenuatum*

F.SMITH, 1851



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
V-VIII

Garten-Spinnensammler*Trypoxylon figulus*

(LINNAEUS, 1758)



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
V-VIII

Beaumonts Spinnensammler*Trypoxylon beaumonti*

ANTROPOV, 1991



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
VI-IX

Mittlerer Spinnensammler*Trypoxylon medium*

DE BEAUMONT, 1945



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
V-VIII

Keulen-Spinnensammler*Trypoxylon clavicerum*

LEPELETIER &

AUDINET-SERVILLE, 1828



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
V-IX

Kleiner Spinnensammler*Trypoxylon minus*

DE BEAUMONT, 1945



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
V-IX

Schilf-Spinnensammler*Trypoxylon deceptorium*

ANTROPOV, 1991



Spinnen (Arachnida)

- D Daten defizitär
V-IX



BLATTLAUSWESPEN

Gattung *Pemphredon*

Die sich entwickelnden Larven können grünlich grau erscheinen, während die Ruhelarve weißgelb bis orange gefärbt ist. Teilweise sind die Kokons rudimentär angelegt, es kann aber auch ein heller Kokon aus einer cellophanartigen Schicht vorhanden sein. Diese Schicht umgibt dann die gesamte Brutzelle und ist mit den Zwischenwänden verbunden. Oft befindet sich eine dicke, schwarze Schicht aus Blattlausresten und Faeces am basalen Brutzellenende.

Die Zwischenwände sind aus hellem Pflanzenmark und erscheinen in der Regel zellstoffartig. Die Zwischenwand kann auch aus Bambusmark und hell bis weiß sein. Sofern vorhanden erinnert der Kokon nach dem Schlupf oder mechanischer Beschädigung an zerbrochenes Glas. Blattlauswespen besiedeln Niströhren mit einem Durchmesser zwischen 3 bis 6 mm.



Saisonverlauf eines Nests einer Blattlauswespe (*Pemphredon* sp.) in Holznisthilfe. Juni: Larvenproviand: schwarz schimmernde Blattläuse. Juli: verschiedene Larvenentwicklungsstadien.



Nest einer Blattlauswespe (*Pemphredon* sp.) mit hellen Larven mit Cellophanschicht, in der Mitte eine von einer Goldwespe (*Chrysis* sp.) parasitierte Zelle.



Nest einer Blattlauswespe (*Pemphredon* sp.) im Schilfröhrchen. Blattläuse als Proviand (links), Larve (mittig), Kokon (rechts).



Orange und gelbe Ruhelarven von Blattlauswespen (*Pemphredon* sp.) im Schilfröhrchen. Schwarze Faeces auf basaler Brutzellenseite.

Garten-Blattlauswespe*Pemphredon lethifer*

(SHUCKARD, 1837)



Blattläuse (Aphidina)

- * ungefährdet
V-IX

Düstere Blattlauswespe*Pemphredon lugubris*

(FABRICIUS, 1793)



Blattläuse (Aphidina)

- * ungefährdet
IV-IX

Kiel-Blattlauswespe*Pemphredon lugens*

DAHLBOM, 1842



Blattläuse (Aphidina)

- * ungefährdet
V-IX

Wesmaels Blattlauswespe*Pemphredon wesmaeli*

(MORAWITZ, 1864)



Blattläuse (Aphidina)

- * ungefährdet
V-VIII



ZWERGSTÄNGELWESPEN

Gattung *Spilomena*

Eine der kleinsten Arten, die in Nisthilfen Nester bauen, sind die Zwergstängelwespen - so winzig, dass sie in den meisten Holznisthilfen keine geeigneten Niströhren finden. Die sich entwickelnden Larven sind durchsichtig bis weißlich, die Zwischenwände aus hellem Zellstoff.

Die Kokons sind rudimentär angelegt oder aus transparentem weißlichem Gespinst. Als Larvenproviant tragen die Weibchen Fransenflügler (Thysanoptera) ein. Der Nestverschluss ist aus Lehm, Kieselsteinen und organischen Teilchen, die das nestbauende Weibchen oft bei Nestverschlüssen anderer Arten aus umgebenden Nestern stiehlt. Der Niströhrendurchmesser beträgt nur 1 bis 2 mm. Aufgrund des sehr geringen Niströhrendurchmessers werden die Nester der Zwergstängelwespen oft übersehen, da auch der Nestverschluss eher unscheinbar ist.



Larve einer Zwergstängelwespe (*Spilomena* sp.) (links) und weißliches Gespinst in der rechten Brutzelle im Schilfröhrchen.



Fransenflügler (Thysanoptera) als Futtermittel der Zwergstängelwespen (*Spilomena* sp.) im Schilfröhrchen.



Nestverschluss einer Zwergstängelwespe (*Spilomena* sp.) im Schilfröhrchen.



Nestgang der Garten-Zwergstängelwespe (*Spilomena troglodytes*) im Schilfröhrchen.

Glückliche Zwergstängelwespe

Spilomena beata

BLÜHTGEN, 1953



Fransenflügler
(Thysanoptera)

★★ bivoltin VI-IX

* ungefährdet



Garten- Zwergstängelwespe

Spilomena troglodytes

(VANDER LINDEN, 1829)



Fransenflügler
(Thysanoptera)

★ univoltin V-IX

* ungefährdet





STAUBLAUSGRABWESPEN

Gattung *Nitela*

Als Baumaterial werden Pflanzenfasern, kleine Steinchen und Holzstücke verwendet. Diese Pflanzenabschabungen können wie Wolle aufgebauscht sein. Die Zellen erscheinen für den Betrachter meist ‚unordentlich‘.

Die Kokons liegen frei in den Brutzellen und ähneln farblich und haptisch Eierschalen, sind aber gedrungener als *Trypoxylon*- und *Dipogon*-Kokons. Am basalen Ende sind sie bei vollständiger Entwicklung gräulich abgesetzt. In manchen Fällen können die Kokons pockig und grau sein, dann sind auch Lehmkrümel in den Zwischenwänden. Der Nestverschluss besteht in der Regel aus einem Konglomerat aus Steinchen und Holzstücken. Es handelt sich um eine sehr kleine Wespengattung, die nur ca. 4 mm lang wird. Staubläuse (Psocoptera) werden als Larvenproviant eingetragen. Der Niströhrendurchmesser beträgt 1 bis 3 mm.



Staubläuse (Psocoptera)
* ungefährdet V-X

Falsche

Staublausgrabwespe

Nitela fallax KOHL, 1884



Staubläuse (Psocoptera)
2 stark gefährdet V-IX

Spinolas Staublaus- grabwespe

Nitela spinolae LATREILLE, 1809



Staubläuse (Psocoptera)
* ungefährdet V-IX



Lockerer Nestverschluss einer Staublausgrabwespe (*Nitela* sp.) aus einem Konglomerat mit Steinchen und Holzstückchen im Schilfröhrchen.



Verschiedenartige Kokons von Staublausgrabwespen (*Nitela* sp.) und Staublaus-Proviant in Schilfröhrchen. Oberstes Foto: Graue und pockige Kokons, untere Fotos: Die Kokons sind beige und eierschalenartig.

STAHLBLAUER GRILLENJÄGER

Isodontia mexicana (DE SAUSSURE, 1867)

Als Nistmaterial werden Blätter von Gräsern verwendet, was einzigartig bei in Deutschland vorkommenden, in Nisthilfen anzutreffenden Arten ist. Auch der Nestverschluss besteht aus Grasblättern, welche aus den Öffnungen der Niströhren herausstehen können.

Die Kokons sind groß, länglich und hell bis beigefarben. Sie füllen fast die gesamte Brutzelle aus. Grillen und Heuschrecken werden als Larvenproviant eingetragen. Der Niströhrendurchmesser ist 8 mm und größer.



Grillen und
Heuschrecken
(Orthoptera)

★★ bivoltin VI-IX

D Daten defizitär



Zwei Kokons von *Isodontia mexicana* im Schilfröhrchen.



Isodontia mexicana in einer Holznisthilfe.



Nestverschlus eines Stahlblauen Grillenjähgers (*Isodontia mexicana*) im Schilfröhrchen.



Isodontia mexicana im Schilfröhrchen. Proviant: Heuschrecke (links), Kokon (rechts).



MÖRTELWESPEN

Gattung *Sceliphron*

In den Niströhren befinden sich über 10 mm lange Tönnchen aus feinem Lehm, die glatt verputzt sind. Oft haben sie einen ‚Flaschenhals‘. Die Weibchen verproviantieren die Larven mit Spinnen. Brutzelleninhalte sind jedoch ohne deren Öffnung nicht einsehbar. Arten dieser Gattung breiten sich aktuell in Deutschland in Richtung Norden aus. Ob alle drei oder nur eine Auswahl der Arten Nester in Nisthilfen anlegen, ist noch offen. Arten der Gattung *Sceliphron* besiedeln Niströhren mit einem Durchmesser über 10 mm.



Lehmtönnchen-Kokons einer Mörtelwespe (*Sceliphron* sp.) in Holznisthilfe.

Amerikanische Mörtelwespe

Sceliphron caementarium

(DRURY, 1773)



Spinnen (Arachnida)

Kein Rote Liste-
Status

VI-IX

Orientalische Mörtelwespe

Sceliphron curvatum

(F.SMITH, 1870)



Spinnen (Arachnida)

Kein Rote Liste-
Status

V-X

Südliche Mörtelwespe

Sceliphron destillatorium

(ILLIGER, 1807)



Spinnen (Arachnida)

Kein Rote Liste-Status

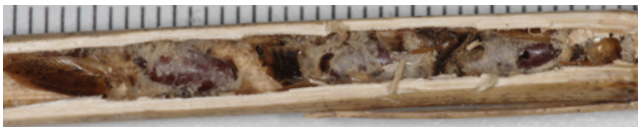
in Deutschland, da
neu eingewandert,
ursprünglich in
Südeuropa und
Nordafrika beheimatet.

VI-VIII

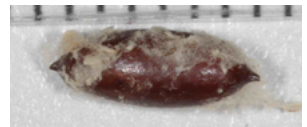
SCHABENGRABWESPEN

Familie Ampulicidae

Alle Schabengrabwespenarten sind schwarz und mit langgezogenem Körperbau. Sie tragen Schaben als Larvennahrung ein, deren Überreste, vor allem Flügel, auch nach der Verpuppung im Nest zu sehen sind. Durch ihre versteckte Lebensweise ist das Ausmaß ihrer Gefährdung in vielen Bundesländern unbekannt oder sie gelten als selten. *Ampulex fasciata* legt meist Nester mit mehreren Brutzellen an, die aber nicht immer sichtbar abgetrennt sind. *Dolichurus corniculus* legt hingegen nur eine Brutzelle mit einer Schabe pro Nest an. Schabengrabwespen sind in Niströhren mit einem Durchmesser zwischen 5 und 8 mm zu finden.



Nest einer Baum-Schabengrabwespe (*Ampulex fasciata*) im Schilfröhrchen.



Rotbräunlicher Kokon einer Baum-Schabengrabwespe (*Ampulex fasciata*).

Baum-Schabengrabwespe

Ampulex fasciata

JURINE, 1807



Waldschaben (Ectobiidae)

G Gefährdung unbekannten

Ausmaßes

VI-IX

Zweifarbiger Schabenjäger

Dolichurus bicolor

LEPELETIER, 1845



Waldschaben (Ectobiidae)

1 vom Aussterben bedroht

VI-IX

Boden-Schabenjäger

Dolichurus corniculus

(SPINOLA, 1807)



Waldschaben (Ectobiidae)

* ungefährdet

V-IX



GEWÖHNLICHE MAUERWEGWESPE

Agenioideus cinctellus (SPINOLA, 1808)

Bei einer zu flüchtigen Betrachtung besteht durchaus eine Verwechslungsmöglichkeit mit Arten der Bartwegwespen (Gattung *Dipogon*, siehe S. 100). Wie ebendiese Gattung verproviantieren auch Gewöhnliche Mauerwegwespen ihre Brutzellen mit Spinnen, nutzen locker angehäuften Pflanzenmaterial als Nistmaterial und bevorzugen annähernd gleiche Durchmesser der Röhrchen zwischen 4 und 7 mm. Die gewöhnliche Mauerwegwespe ist allerdings eindeutig an ihrem freiliegenden, ledig glänzenden Kokon zu identifizieren.



Springspinnen (Salticidae) und Krabbenspinnen (Thomisidae)



univoltin V-IX



ungefährdet



Nestverschluss der Gewöhnlichen Mauerwegwespe (*Agenioideus cinctellus*) aus losem Pflanzenmaterial im Schilfröhrchen.



Freiliegender Kokon der Gewöhnlichen Mauerwegwespe (*Agenioideus cinctellus*) im Schilfröhrchen.



Nest mit Kokon und Konglomerat aus losen pflanzlichen Baumaterialien der Gewöhnlichen Mauerwegwespe (*Agenioideus cinctellus*) im Schilfröhrchen.

TÖNNCHEN-WEGWESPE

Auplopus carbonarius (SCOPOLI, 1763)

Die bis zu 10 mm langen Lehmumhüllungen der Brutzellen weisen eine Tönnchenform mit wulstigen Strukturen auf und befinden sich als solche in den Niströhren. Die Larve, deren Proviant oder der Kokon sind ohne Öffnen der Tönnchen nicht sichtbar.

Der Nestverschluss besteht aus grobem Lehm. Der äußere Teil ist eher weich, sitzt der Niströhre nur locker auf und kann leicht abfallen. Es werden Niströhren mit einem Durchmesser ab 8 mm angenommen.



Spinnen
(Arachnida)

* ungefährdet
V-IX



Typisch aufgeräumte Neststruktur der Tönnchen-Wegwespe (*Auplopus carbonarius*) mit wulstigen Lehmkokons im Schilfröhrchen (oben) und in Holznisthilfe (unten). Unten: Die kleinen Löcher im 2., 4. und 5. Kokon von links weisen auf einen Befall der Erzwespe *Mellitobia acasta* (siehe S. 128) hin.



BARTWEGWESPEN

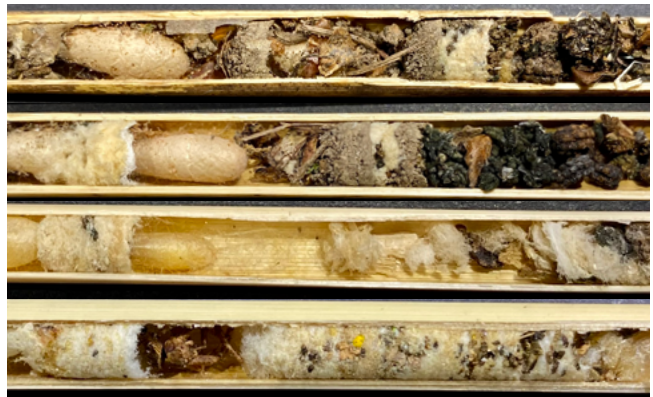
Gattung *Dipogon*

Die Nester der Bartwegwespen zeichnen sich durch ausgesprochen dicke (teils über 10 mm) Zwischenwände aus, die aus einem Konglomerat aus verschiedenen Materialien (Harzklümpchen, Bohrmehl, Pflanzenfasern, Samen, Holzstückchen, Steinchen, fast immer mit Spinnengewebe) bestehen. Der Nestverschluss kann bis zu 6 cm lang sein und besteht ebenfalls aus einem Konglomerat verschiedener Materialien, wie die Zwischenwände.

Der Kokon ist weißlich bis eierschalenfarbig und länglich tropfenförmig. In den Kokon wird der Kot eingewoben und bildet eine dunkle Kappe. Eine einzelne Spinne (vorwiegend aus der Familie Thomisidae) wird je Brutzelle proviantiert. Die Entwicklung vom Ei bis zum adulten Tier dauert ca. 30 Tage. Der Niströhrendurchmesser beträgt in Holznisthilfen zwischen 3 und 5 mm, in Schilfröhrchen auch bis zu 7 mm.



Nestübersicht mit Kokon von Bartwegwespen (*Dipogon* sp.) in Holznisthilfe.



Verschiedene Nestverschlussdraufsichten von Bartwegwespen (*Dipogon* sp.); links: Mulm und Pflanzen-/Holzfasern. Rechts: Lehm.

Nestausschnitte in Schilfröhrchen von Bartwegwespen (*Dipogon* sp.) mit Kokons und raumnehmenden Verschluss (Seitenansicht) aus Mulm, Holz- und Pflanzenfasern; obere zwei Fotos: mit Lehm; unterstes Foto: links eine Brutzelle mit Spinnen-Proviant; rechts anschließend der Verschluss.

Holz-Bartwegwespe*Dipogon bifasciatus*

(GEOFFROY, 1785)



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
V-IX

Mauer-Bartwegwespe*Dipogon variegatus*

(LINNAEUS, 1758)



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
V-X

Mittlere Bartwegwespe*Dipogon subintermedius*

(MAGRETTI, 1886)



Spinnen (Arachnida)

- * ungefährdet
VI-IX



SOLITÄRE FALTENWESPEN

Unterfamilie Eumeninae partim

Aus der Gruppe der solitären Faltenwespen sind eine ganze Reihe von Arten in Nisthilfen beschrieben worden. Die Nester sind entsprechend variabel und anhand der Nestmerkmale nicht sicher einer Art zuzuordnen, da Übergänge von verschiedenen Ausgestaltungen fließend sind. Die Zellen sind meist mit einer cellophan- oder pergamentartigen Schicht ausgekleidet und Kokons sind teilweise nur rudimentär vorhanden. Der Kokon ist pergamentartig schmutzig-weiß, bräunlich bis rötlich und kleidet die gesamte Zelle aus oder der Kokon fehlt ganz. In diesem Fall ist die weißlich bis gelbe Larve mit schwach ausgeprägten Seitenwülsten, erkennbarem Kopf mit dunklen Mandibeln sichtbar. Als Larvenproviand werden Schmetterlingsraupen, Käfer- oder Pflanzenwespenlarven eingetragen. Arten der Gattung *Ancistrocerus* bevorzugen Schmetterlingsraupen, Arten aus der Gattung *Symmorphus* tragen zumeist Käferlarven ein.

Die Zwischenwände sind aus Lehm. Der Nestverschluss besteht aus hartem, mineralischem Mörtel und hat meist eine glattere Oberfläche als Nestverschlüsse von großen Mauerbienen wie *Osmia bicornis* oder *O. cornuta*. Je nach mineralischem Material kann die Farbe variieren. Nur bei *Symmorphus allobrogus*, *S. gracilis* und *S. murarius* ist der vordere Teil des Nestverschlusses aus Pflanzenmaterial und erinnert an Filz. Der Niströhrendurchmesser beträgt je nach Größe der Art 3 bis 12 mm.



Saisonverlauf eines Nests einer solitären Faltenwespe (Eumeninae) in Holznisthilfe. Mai: noch keine Nestanlage. Juni: verproviantierte Brutzellen. August: Brutzellen mit Kokons.



Nest einer solitären Faltenwespe (Eumeninae) im Schilfröhrchen. Links: geöffneter Kokon mit gelber Ruhelarve. Rechts: intakter pergamentartiger Kokon.

Vielfalt von Nestverschlüssen und -durchmessern von solitären Faltenwespen (Eumeninae).



Nester von solitären Faltenwespen (Eumeninae) in Holznisthilfe. Das Aussehen kann innerhalb dieser Gruppe stark variieren. Große Eumeninae zeigen jedoch häufig die charakteristisch braune Verdeckelung der Zellen.



Nester von solitären Faltenwespen (Eumeninae) in Schilfröhrchen. Oben: drei intakte Kokons. Unten: zwei Brutzellen mit pergamentartiger Auskleidung und weißen Larven, Kokons nur rudimentär vorhanden.



Käferlarven als Proviant für eine Eumeninen-Larven (rechts).



Nest von *Ancistrocerus antilope* im Schilfröhrchen.



Frisch angelegte Brutzellen von *Ancistrocerus gazella*. Die eingetragenen Raupen dienen der Wirtslarve dieser Art (ganz links) als Proviant in Holznisthilfe.



Nest von *Ancistrocerus parietinus* im Schilfröhrchen.



Nest von *Ancistrocerus trifasciatus* im Schilfröhrchen.

Rossis Milbenwespe

Allodynerus rossii

(LEPELETIER, 1841)

 Kleinschmetterlings-
raupen

(Microlepidoptera)

* ungefährdet V-VIII

Schwarzföhler-Hakenwespe

Ancistrocerus nigricornis

(CURTIS, 1826)

 Kleinschmetterlings-
raupen

(Microlepidoptera)

* ungefährdet III-X

Antilopen-Hakenwespe

Ancistrocerus antilope

(PANZER, 1789)

 Schmetterlingsraupen
(Lepidoptera),

 selten Larven von
Käfern (Coleoptera) und

 Pflanzenwespen (Symphyta)

* ungefährdet V-IX

Wald-Hakenwespe

Ancistrocerus parietinus

(LINNAEUS, 1761)

 Schmetterlingsraupen
(Lepidoptera)

* ungefährdet III-X

Gazellen-Hakenwespe

Ancistrocerus gazella

(PANZER, 1798)

 Schmetterlingsraupen
(Lepidoptera)

* ungefährdet V-IX

Dreibindige Hakenwespe

Ancistrocerus trifasciatus

(MÜLLER, 1776)

 Schmetterlingsraupen
(Lepidoptera),

 selten Blattkäferlarven
(Chrysomelidae)

* ungefährdet IV-IX

Südliche Schönwespe*Euodynerus notatus*

(JURINE, 1807)

Kleinschmetterlings-
raupen

(Microlepidoptera)

G

Gefährdung
unbekannten Ausmaßes
V-IX**Glänzende Zwergwespe***Microdynerus nugdunensis*

(DE SAUSSURE, 1856)

?

Larvenproviand
unbekannt

G

Gefährdung
unbekannten Ausmaßes
V-VIII**Vierbindige Schönwespe***Euodynerus quadrifasciatus*

(FABRICIUS, 1793)

Schmetterlingsrau-
pen (Lepidoptera),selten Blattkäferlar-
ven (Chrysomelidae)

*

ungefährdet V-VIII

Scheue Zwergwespe*Microdynerus timidus*

(DE SAUSSURE, 1856)

?

Larvenproviand
unbekannt

-

Kein Rote Liste-
Status
VI-VIII**Winzige Zwergwespe***Microdynerus exilis*

(HERRICH-SCHÄFFER, 1839)

Rüsselkäferlarven
(Curculionidae)

*

ungefährdet
IV-VIII**Berg-Stängelwespe***Symmorphus allobrogus*

(DE SAUSSURE, 1855)

Blattkäferlarven
(Chrysomelidae)

D

Daten defizitär
V-VIII

Verengte Stängelwespe

Symmorphus angustatus

(ZETTERSTEDT, 1838)



Blattkäferlarven
(Chrysomelidae)

- * ungefährdet
V-IX

Zweibindige Stängelwespe

Symmorphus bifasciatus

(LINNAEUS, 1761)



Larven des Blauen
Weidenblattkäfers
(*Phratora vulgatissima*)

- * ungefährdet V-X

Unverengte Stängelwespe

Symmorphus connexus

(CURTIS, 1826)



Blattkäferlarven
(Chrysomelidae),



selten Schmetterlings-
raupen (Lepidoptera)

- * ungefährdet V-VIII

Dickfühler-Stängelwespe

Symmorphus crassicornis

(PANZER, 1796)



Larven des Pappel-
blattkäfers

(*Chrysomela populi*)

- * ungefährdet VI-VIII

Dorf-Stängelwespe

Symmorphus debilitatus

(DE SAUSSURE, 1856)

?

Larvenproviand
unbekannt

- * ungefährdet V-IX

Grazile Stängelwespe

Symmorphus gracilis

(BRULLÉ, 1832)



Blattkäferlarven
(Chrysomelidae),
Rüsselkäferlarven
(Curculionidae)

- * ungefährdet VI-VIII

Große Stängelwespe

Symmorphus murarius

(LINNAEUS, 1759)



Blattkäferlarven
(Chrysomelidae)

- 2 stark gefährdet V-VIII

KNOTENFALTEN-WESPEN

Gattung *Discoelius*

Eine besondere Gruppe der solitären Faltenwespen stellt die Gattung der Knotenfalten-Wespen dar, die sich anhand der für den Nestbau verwendeten Materialien auszeichnen. Die Zwischenwände und der Nestverschluss bestehen aus locker im Nest liegenden Blattstückchen, die teilweise mit zerkautem Blattmulm befestigt werden. Der Niströhren-durchmesser beträgt 3 bis 8 mm. In Deutschland sind zwei Arten heimisch, die zwar recht weit verbreitet aber lokal selten auftreten.



Nest einer Knoten-Faltenwespe (*Discoelius* sp.) im Schilfröhrchen. Links: Brutzelle mit Kokon. Rechts: Brutzelle mit Proviant aus Kleinschmetterlingsraupen.



Nest einer Knoten-Faltenwespe (*Discoelius* sp.) im Schilfröhrchen. Rechte Brutzelle: Larve sichtbar; andere Brutzellen mit Kokons.



Nest einer Knoten-Faltenwespe (*Discoelius* sp.) mit Proviant aus Kleinschmetterlingsraupen (links). Seitliche Aufsicht auf Verschluss aus Pflanzenmörtel mit losen Blattstückchen (rechts) im Schilfröhrchen.



Nest einer Knoten-Faltenwespe (*Discoelius* sp.) in Holznisthilfe.

Dufours

Knoten-Faltenwespe

Discoelius dufourii

LEPELETIER, 1841



Kleinschmetterlings-
raupen (Microlepi-
doptera)

3 gefährdet V-IX

Gegürtelte

Knoten-Faltenwespe

Discoelius zonalis

(PANZER, 1801)



Kleinschmetterlings-
raupen (Microlepi-
doptera)

3 gefährdet V-IX



GLATTE KAHLWESPE

Gymnomerus laevipes (SHUCKARD, 1837)

Die Eier der Glatten Kahlwespe werden in der Regel an einem kurzen Stiel oder Faden, welcher aus einer verhärteten Speichelsekretion besteht, in die Brutzelle gehängt. Danach macht sich das Weibchen auf die Suche nach Beutetieren (Rüsselkäferlarven der Gattung *Hypera*) und füllt mit diesen die Brutzelle. Die Brutzelle selbst wird mit Lehm ausgekleidet. Der Verschluss besteht aus Lehm, der mit holartigen Pflanzenfasern bedeckt wird.

Die Glatte Kahlwespe besiedelt Niströhren mit einem Durchmesser von 5 bis 7 mm.



Rüsselkäferlarven
der Gattung
Hypera

* ungefährdet

III-VIII



Nestverschluss der Glatten Kahlwespe (*Gymnomerus laevipes*) aus Lehm, mit holartigen Pflanzenfasern abgedeckt, im Schilfröhrchen.



Nest einer Glatten Kahlwespe (*Gymnomerus laevipes*) in Schilfröhrchen. Eine Brutzelle mit Lehm ausgekleidet (oben links). Nestverschluss aus Lehm in seitlicher Ansicht (oben rechts). Drei Brutzellen in markhaltigem Pflanzenstängel mit Lehm ausgekleidet (unten).

KÖNIGLICHE RASENWESPE

Leptochilus regulus (DE SAUSSURE, 1856)

Diese Art wurde 1994 erstmals in Süddeutschland nachgewiesen und befindet sich seither in der Ausbreitung Richtung Norden.

Die Zwischenwände und der Nestverschluss bestehen aus lose in der Niströhre liegenden Steinchen und Erdklümpchen. Lediglich am Rand der Brutzellen und einige Zentimeter hinter der Niströhrenöffnung werden die Steinchen mit einem Gemisch aus Speicheldrüsensekret, Nektar und feinem Lehm zusammengehalten und bilden eine glatte, dichte Wand.

Leptochilus regulus besiedelt Niströhren mit einem Durchmesser von 2 bis 4 mm.



vermutlich
Schmetterlings-
raupen

G Gefährdung unbe-
kannten Ausmaßes

VI-VIII



Brutzellen mit Larven der Königlichen Rasenwespe (*Leptochilus regulus*) im Schilfröhrchen.



Nest einer Königlichen Rasenwespe (*Leptochilus regulus*) im Schilfröhrchen.



Nestverschluss einer Königlichen Rasenwespe (*Leptochilus regulus*) im Schilfröhrchen.

3.5 GEGENSPIELER



Eine Falten-Erzwespe (*Leucospis dorsigera*) an einer Holznisthilfe.

PHYLOGENIE VON GEGENSPIELERN

Gegenspieler der nestbauenden Arten gibt es in sämtlichen Formen und Farben mit den unterschiedlichsten Überlebensstrategien und aus vielen verschiedenen Insektengruppen. Tatsächlich übertrifft die Artenzahl der Gegenspieler sogar jene der nestbauenden Arten selbst. Einige ernähren sich von einer einzelnen Wirtslarve bzw. -puppe und werden ‚Parasitoide‘ genannt. Im Unterschied zu den ähnlich klingenden ‚Parasiten‘, zu denen beispielsweise die auch gelegentlich in Nisthilfen anzutreffenden Milben gehören, führen Parasitoide schlussendlich immer zum Tod ihres Wirts. Die meisten Parasitoide sind spezialisiert auf eine oder wenige nah verwandte Wirtsarten. Die parasitoide Lebensweise hat sich innerhalb der Insekten bei mehreren Gruppen unabhängig voneinander entwickelt: bei Schlupfwespen (Ichneumonidae), Erzwespen (Chalcidoidea), Gichtwespen (Gasteruptiionidae), Raupenfliegen (Tachinidae) und vielen Goldwespen (Chrysididae). Die schillernden Goldwespen machen ihrem Namen alle Ehre und präsentieren sich in buntmetallischem Gewand. Obgleich sie zu den Stechimmen (Aculeata) gehören, besitzen sie keinen Giftstachel. Er ist bei ihnen im Verlaufe der Evolution nachträglich wieder verloren gegangen.

Es gibt unter den Gegenspielern sogar Vegetarier, die als Futterparasiten lediglich am Pollenproviant interessiert sind: die Taufliegen (Gattung *Cacoxenus*). Dadurch, dass deren Maden aber den gesamten Futterproviant verzehren, stirbt die Bienenlarve trotzdem frühzeitig den Hungertod.

Weitere Gegenspieler fressen als Brutschmarotzer was auf den Tisch kommt, und verzehren sowohl vorhandenen Proviant als auch die Wirtslarve in einer Brutzelle. Dieses Verhalten zeigen einige nicht miteinander verwandte Gruppen: mehrere Goldwespenarten, Keulenwespen (Sapygidae), Kuckucksbienen (Gattungen *Coelioxys* & *Stelis*) und Wollschweber (Gattung *Anthrax*). Kuckucksbienen und Keulenwespen bevorzugen als Vorspeise das Bienen- und verzehren im Anschluss den Futterbrei aus Pollen. Wollschweber hingegen fressen zuerst den Pollen ihrer Wirte und machen sich dann über die bereits größere Larve als Hauptgericht her.

Zusätzlich zu Parasitoiden, Futterparasiten und Brutschmarotzern gibt es die Räuber, die es nicht nur auf eine, sondern gleich auf mehrere Beutetiere abgesehen haben. Die Larve des Bienenkäfers (Gattung *Trichodes*) ist hier zuzuordnen. Wenn sie einen Nistgang mit mehreren belegten Brutzellen gefunden hat, frisst sie diesen meist komplett leer und zerstört dafür sogar die Zwischenwände im Nest.

All die bis hierhin genannten Insekten sind fakultativ an ihre Wirts- oder Beutearten gebunden. Daneben gibt es noch obligate Gegenspieler, die dann zugreifen, wenn sich die Gelegenheit bietet. Beispielsweise finden sich gelegentlich Speckkäfer (Dermestidae) in Niströhren. Sie ernähren sich vorwiegend von leicht zugänglichem Futter, wie abgestorbenen Larven und Futterresten. Regelmäßig erkunden Ohrwürmer (Dermaptera) die Niströhren auf der Suche nach Fressbarem. Sie stehen stammesgeschichtlich weit von den anderen hier genannten Insekten entfernt, was sich in ihrer Entwicklung widerspiegelt: Über eine Vielzahl von Häutungen nähern sie sich in ihrem Aussehen immer mehr dem ausgewachsenen Insekt an. Lediglich die Fortpflanzungsfähigkeit und oftmals das Vorhandensein von Flügeln sind dem letzten Entwicklungsstadium eigen.



Goldwespen (Chrysididae) schimmern in auffälligen Farben.



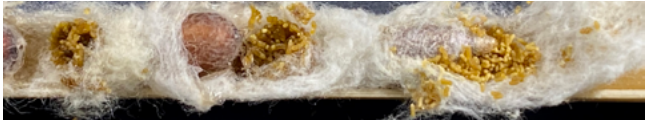
KUCKUCKSBIENEN

Gattungen *Coelioxys* und *Stelis*

Kuckucksbienen weisen eine besondere Verhaltensweise auf, da die Weibchen keine eigenen Brutzellen anlegen und auch keinen Pollen sammeln. Stattdessen gelangen die Kuckucksbienen-Weibchen meist unbemerkt in die Nistgänge von nestbauenden Weibchen ihrer jeweiligen Wirtsart und legen ihre Eier in die noch unverschlossenen Brutzellen.



Stelis breviscula: spiralförmige Faeces (oben); *Sapygina decemguttata*: ovale Faeces (unten links), in *Heriades* sp. Nest: stäbchenförmige Faeces (unten mittig) im Schilfröhrchen.



Der glänzende Kokon einer Punktierten Dusterbiene (*Stelis punctulissima*) mit deutlicher Kokonspitze, Faeces lose (rechts), parasitiert eine Wollbiene (*Anthidium* sp.), deren matter Kokon eine abgerundete Spitze und Faeces als Kappe aufweist (links).

Geflügelte Kegelbiene

Coelioxys alatus

FÖRSTER, 1853

bei *Megachile ligniseca*

- 1 Vom Aussterben bedroht, jedoch wieder etwas zunehmend, auch in Niedersachsen neu nachgewiesen.

Unbewehrte Kegelbiene

Coelioxys inermis

(KIRBY, 1802)

bei *Megachile alpicola*,
M. centuncularis und
M. versicolor

* ungefährdet

Mandibel-Kegelbiene*Coelioxys mandibularis*

NYLANDER, 1848

bei *Megachile alpicola*,
M. centuncularis und
M. versicolor

* ungefährdet

Kurze Dusterbiene*Stelis breviscula*

(NYLANDER, 1848)

bei *Heriades* spp.

* ungefährdet

**Winzige Dusterbiene***Stelis minima*

SCHENK, 1861

bei *Chelostoma*
campanularum und
C. distinctum

* ungefährdet

**Zwerg-Dusterbiene***Stelis minuta*

LEPELETIER &

AUDINET-SERVILLE, 1825

bei *Osmia gallarum*,
O. submicans, *Hoplitis*
leucomelana und *H.*
claviventris

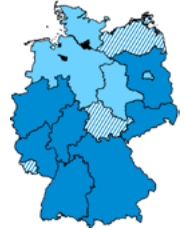
* ungefährdet

Stängel-Dusterbiene*Stelis ornata*

(KLUG, 1807)

insbesondere bei
Hoplitis claviventris,
auch bei *H. leucomelana*
und *Osmia* spp.

* ungefährdet

**Schwarzflügelige****Dusterbiene***Stelis phaeoptera*

(KIRBY, 1802)

bei *Osmia leaiana* und
O. niveata

* ungefährdet

Punktierter Dusterbiene*Stelis punctulatissima*

(KIRBY, 1802)

bei *Pseudoanthidium*
nanum

* ungefährdet



KEULENWESPEN

Familie Sapygidae

Keulenwespen verdanken ihren Namen der keulenförmigen Verdickung ihrer Fühlerenden. Die Weibchen nutzen ihren Legestachel, um ihre Eier in die Nester ihrer Wirte abzulegen. Die daraus schlüpfende Larve verzehrt zunächst das Ei des Wirtes und anschließend dessen Futtermittel.



Monosapyga sp., (links) mit glänzendem Kokon und losen, zylindrischen Faeces parasitiert *Anthidium manicatum* (rechts). Bei der Wirtsart ist der Kokon matt und die kompakte Faeces liegt als Kappe an.



Die Kleine Keulenwespe (*Sapygina decemguttata*) mit ovaler, dunkelorangener Faeces (unten mittig) parasitiert eine Löcherbiene (*Heriades truncorum*) im Schilfröhrchen. Löcherbienen haben hingegen zylindrische, leuchtend orangene Faeces (oben links und rechts).



Die Fünffleckige Keulenwespe (*Sapyga quinquepunctata*) (links) parasitiert eine Gehörnte Mauerbiene (*Osmia cornuta*) (mittig und rechts).



Links: Zwei Kokons der Fünffleckigen Keulenwespe (*Sapyga quinquepunctata*) und rechts: Ein Kokon der Gemeinen Keulenwespe (*Monosapyga clavicornis*).



Die Gemeine Keulenwespe (*Monosapyga clavicornis*) (1.-3. Brutzelle von links) parasitiert die Stahlblaue Mauerbiene (*Osmia caerulea*) (1. und 2. Brutzelle von rechts) im Schilfröhrchen.

Gemeine Keulenwespe*Monosapyga clavicornis*

(LINNAEUS, 1758)

insb. bei *Chelostoma
florisomne*, seltener
bei weiteren
Scherenbienenarten und
bei *Osmia* spp.

Fünffleckige Keulenwespe*Sapyga quinquepunctata*

(FABRICIUS, 1781)

bei *Osmia* spp.

Kleine Keulenwespe*Sapygina decemguttata*

(JURINE, 1807)

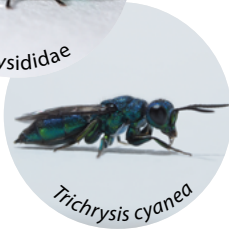
bei *Heriades truncorum*

Wald-Keulenwespe*Sapyga similis*

(FABRICIUS, 1793)

bei *Osmia parietina*
und *O. submicans*

G Gefährdung unbekanntes Ausmaß



GOLDWESPEN

Familie Chrysididae

Obwohl auch die Goldwespen zu den Stechimmen (Aculeata) gehören, können die Weibchen nicht stechen, da ihr Giftstachel verkümmert ist.

Die adulten Goldwespenweibchen legen ihre Eier in die Brutzellen der Wirtsarten, während letztere ihre Nester bauen. Daher sind auch regelmäßig basale Brutzellen befallen. Goldwespen-Kokons unterscheiden sich meist deutlich von jenen der Wirtsarten. Die Kokons sind hell bis dunkelbraun und stark glänzend. Teilweise sind sie mit einem weißen Gespinnst überzogen. Die Kokons sind an beiden Enden abgerundet oder besitzen die Form einer Glocke. Meist sind sie deutlich kleiner als die Kokons der Wirtsarten, wobei es auch Ausnahmen gibt.

Die Unterscheidung der einzelnen Goldwespen-Gattungen ist weder anhand des Kokons noch am adulten Tier trivial. Auch in Deutschland werden immer noch neue Arten entdeckt. Die genauen Verwandtschaftsbeziehungen zwischen den Arten sind bis heute nicht abschließend geklärt. Dies ist mitunter einer der Gründe weshalb die Datenlage zu Goldwespen in Deutschland vergleichsweise lückenhaft ist. Aus diesem Grund wird auf die kartographische Darstellung des Verbreitungsgebiets verzichtet. Prinzipiell können die jeweiligen Arten dort vorkommen, wo auch ihre Wirte vorkommen.



Stielgrabwespe *Psenulus* sp. (links) parasitiert von Chrysididae (mittig und rechts) im Schilfröhrchen.



Goldwespe (Chrysididae) (links) parasitiert Spinnensammler (*Trypoxylon* sp.) (rechts) in Holznisthilfe.



Der Kokon eines Spinnensammlers (*Trypoxylon* sp.) (links) parasitiert von der Blaugrünen Dreizahngoldwespe (*Trichrysis cyanea*) mit glockenförmigem Kokon (rechts) im Schilfröhrchen.



Zungenzwergwespe (*Passaloecus* sp.) (links) parasitiert von Goldwespe (Chrysididae) (rechts) im Schilfröhrchen.



Solitäre Faltenwespe (Eumeninae) (links) parasitiert von Goldwespe (Chrysididae) im beidseitig abgerundeten Kokon (rechts) im Schilfröhrchen.



Chrysis iris in *Symmorphus murarius*-Nest im beidseitig abgerundeten Kokon.

Schmale Zackengoldwespe

Chrysis angustula SCHENCK, 1856

bei *Ancistrocerus* spp. und

Symmorphus spp.

nicht bewertet

Sattel-Zackengoldwespe

Chrysis equestris DAHLBOM, 1854

bei *Discoelius* spp.

G Gefährdung unbekannten Ausmaßes

Kurzfüßige Zackengoldwespe

Chrysis brevitarsis THOMSON, 1870

bei *Discoelius* spp.

G Gefährdung unbekannten Ausmaßes

Gebänderte Zackengoldwespe

Chrysis fasciata OLIVIER, 1790

bei *Euodynerus* spp. und *Gymnomerus* spp.

G Gefährdung unbekannten Ausmaßes

Leuchtende Zackengoldwespe

Chrysis corusca VALKEILA, 1971

Bei *Symmorphus gracilis*

D Daten defizitär

Zierliche Zackengoldwespe

Chrysis gracillima (FÖRSTER, 1853)

bei *Microdynerus* spp.

V Vorwarnliste

Blauzahn-Zackengoldwespe*Chrysis graelsii* GUÉRIN, 1842bei *Euodynerus* spp.

2 stark gefährdet

Chrysis horridula ORLOVSKYTE, 2016Bei *Ancistrocerus* spp.

nicht bewertet

Feuergoldwespe*Chrysis ignita* LINNAEUS, 1761bei *Ancistrocerus* spp.unklar, da mit anderen Arten
vermengt**Eingedrückte Zackenzergwespe***Chrysis impressa* SCHENCK, 1856bei *Ancistrocerus* spp.

D Daten defizitär

Iris-Zackengoldwespe*Chrysis iris* CHRIST, 1791Bei *Symmorphus murarius*

2 stark gefährdet

Schmalzähnlige Zackengoldwespe*Chrysis leptomandibularis* NIEHUIS, 2000Bei *Symmorphus* spp.

nicht bewertet

Langgestreckte Zackengoldwespe*Chrysis longula* ABEILLE DE PERRIN, 1879Bei *Ancistrocerus* spp., *Euodynerus* spp.
und *Symmorphus* spp.

3 gefährdet

Chrysis parabrevitarsis SOON ET AL., 2021Bei *Ancistrocerus antilope*
und *Euodynerus* spp.Gefährdungstatus unklar, da neu von
C. pseudobrevitarsis abgetrennt**Gleichsporn-Zackengoldwespe***Chrysis pseudobrevitarsis* LINSSENMAIER, 1951Bei *Euodynerus* spp.unklar, da mit *C. parabrevitarsis*
vermengt*Chrysis ragusae* DE STEPHANI, 1888Bei *Leptochilus regulus*

nicht bewertet

Schencks Zackengoldwespe*Chrysis schencki* LINSSENMAIER, 1968Bei *Ancistrocerus* spp.

nicht bewertet

Starke Goldwespe*Chrysis solida* HAUPT, 1956Bei *Ancistrocerus* spp. und *Euodynerus* spp.

D Daten defizitär

Nordische Zackengoldwespe*Chrysis terminata* DAHLBOM, 1854Bei *Ancistrocerus nigricornis*

nicht bewertet

Punktierte Kupfer-Kerbgoldwespe*Omalus puncticollis* (MOCSÁRY, 1887)

bei Pemphredoninae

nicht bewertet

Österreichische Bienengoldwespe*Chrysura austriaca* (FABRICIUS, 1804)Bei *Hoplitis adunca* (evtl. *Osmia* spp.)

V Vorwarnliste

Goldene Scheinblattlausgoldwespe*Pseudomalus auratus* (LINNAEUS, 1758)

bei Pemphredoninae

nicht bewertet

Schwarzhaarige Bienengoldwespe*Chrysura hirsuta* (GERSTÄCKER, 1869)Bei *Osmia parietina*

G Gefährdung unbekannten Ausmaßes

Zwerg-Scheinblattlausgoldwespe*Pseudomalus pusillus* (FABRICIUS, 1804)

bei Pemphredoninae

nicht bewertet

Strahlende Bienengoldwespe*Chrysura radians* (HARRIS, 1776)Bei *Osmia* spp. und *Hoplitis adunca*

3 gefährdet

Dreieckige Scheinblattlausgoldwespe*Pseudomalus triangulifer* (ABEILLE DE PERRIN, 1877)

bei Pemphredonidae

nicht bewertet

Kupfer-Blattlausgoldwespe*Omalus aeneus* (FABRICIUS, 1787)

bei Pemphredoninae

D Daten defizitär

Violette Scheinblattlausgoldwespe*Pseudomalus violaceus* (SCOPOLI, 1763)

bei Pemphredoninae

nicht bewertet

Punktierte Blattlausgoldwespe*Omalus biaccinctus* (DU BUYSSON, 1892)

bei Pemphredoninae

D Daten defizitär

Blaugrüne Dreizahngoldwespe*Trichrysis cyanea* LINNAEUS, 1758bei spinnenjagenden Grab- und Wegwespen (*Trypoxylon* spp., *Auplopus carbonarius*, *Dipogon* spp.)

nicht bewertet



FALTEN-ERZWESPEN

Gattung *Leucospis*

Bei dieser Gattung handelt es sich um Wespen, deren Larven als Parasitoide vor allem an Mauerbienen und Blattschneiderbienen leben. Die adulten Tiere weisen eine gelb-schwarze Zeichnung auf und haben einen langen Legestachel (Ovipositor), mit welchem sie ihre Eier selbst durch Holz in die Nester ihrer Wirte legen können.

Gewöhnliche Falten-Erzwespe

Leucospis dorsigera

FABRICIUS, 1775

bei *Osmia* spp. und *Anthidium* spp. (eventuell auch bei Ichneumonidae) verbreitet, aber nur selten beobachtet.

Große Falten-Erzwespe

Leucospis gigas

FABRICIUS, 1793

Vermutlich bei *Megachile* spp.; gilt in Deutschland als verschollen, da der letzte Fund von 1970 bei Ketsch am Rhein ist.

GICHTWESPEN/ SCHMALBAUCHWESPEN

Gattung *Gasteruption*

Gichtwespen werden auch als Schmalbauchwespen bezeichnet. Die Weibchen dieser Wespenarten legen mit Hilfe ihrer Legebohrer die Eier in die Brutzellen von Wildbienen. Die Wespenlarven ernähren sich sowohl vom Nahrungsvorrat der Bienenlarve als auch von der Bienenlarve oder dem Ei selbst. Die Larve vom Gegenspieler ist wulstig, hat eine deutlich gezackte 'Drachenborte' und die Mandibeln sind erkennbar.



Gichtwespe (*Gasteruption* sp.) (2. Zelle von links mit "braunem, knusprigem Häutchen") im Nest einer Maskenbiene (*Hylaeus* sp.) (mittig und rechts) im Schilfröhrchen.



Nest einer Maskenbiene (*Hylaeus* sp., linke und mittlere Brutzelle) befallen von einer Gichtwespe (*Gasteruption* sp., rechte Brutzelle) im Schilfröhrchen.

Gasteruption assectator (Linnaeus, 1758)

bei *Heriades truncorum*
und Maskenbienen
(*Hylaeus* spp.)

★ univoltin

Gasteruption erythrostomum (Dahlbom, 1831)

bei Maskenbienen
(*Hylaeus* spp.)

★ univoltin

Gasteruption jaculator (Linnaeus, 1758)

bei *Colletes daviesanus*,
Hylaeus spp.,
Chelostoma florissomne,
Heriades truncorum,
Osmia bicornis,
O. leaiana, *Pemphredon*
lugubris, *Trypoxylon*
figulus, *Symmorphus*
murarius

★ univoltin



SCHLUPFWESPEN

Familie Ichneumonidae

Die Schlupfwespen sind mit ca. 3.700 bekannten Arten die artenreichste Tierfamilie in Deutschland. Die Weibchen aller hier behandelten Arten besitzen einen deutlich sichtbaren, teils sehr langen Ovipositor, auch „Legebohrer“ genannt, mit dem sie ihre Eier in die Brutzellen ihrer Wirte legen. Trotz ihres Artenreichtums sind Schlupfwespen in Nisthilfen relativ selten zu finden. Die weißlich-transparenten Larven sind anhand ihrer Seitenwülste von ähnlichen Larven in Nisthilfen zu unterscheiden. Die später gebildeten Kokons sind transparent.

Nachfolgend sind Schlupfwespenarten aufgeführt, die als Parasitoide solitärer Bienen und Wespen in Nisthilfen bekannt sind. Um das jeweilige Wirtsspektrum so vollständig wie möglich abzubilden, sind auch solche Wirtsangaben angeführt, die auf Zuchten aus anderen Substraten, z. B. Brombeerstängeln, beruhen. Das Wirtsspektrum der meisten Arten ist kaum bekannt und vermutlich deutlich größer als hier dargestellt. Es werden oft wohl auch sich in den Wirtsnestern entwickelnde Goldwespen als Nahrung angenommen.

Ephialtes brevis MORLEY, 1914

bei *Chelostoma florisomne*, *Osmia leaiana*, *Megachile lapponica*

Ephialtes duplicauda HEINRICH, 1949

bei *Symmorphus allobrogus*, *S. bifasciatus*, *Trypoxylon clavicerum*, *T. figulus*

Ephialtes manifestator (LINNAEUS, 1758)

bei *Ancistrocerus gazella*, *A. nigricornis*, *Chelostoma florisomne*, *Megachile alpicola*, *M. centuncularis*, *M. lapponica*, *M. versicolor*, *Osmia bicornis*, *O. leaiana*, *Trypoxylon clavicerum*, *T. figulus*

Hoplocryptus murarius (BÖRNER, 1782)

bei *Auplopus carbonarius*

Nematopodius debilis (RATZBURG, 1852)

bei *Trypoxylon attenuatum*, *T. clavicerum*, *T. figulus*, *T. minus*

Nematopodius formosus GRAVENHORST, 1829

bei *Trypoxylon clavicerum*, *T. figulus*

Perithous scurra (PANZER, 1804)

bei *Pemphredon lethifer*, *P. lugubris*, *P. rugifer* und offenbar gelegentlich bei weiteren Grabwespengattungen (*Crossocerus*, *Ectemnius*, *Passaloecus*, *Psen*, *Psenulus*, *Stigmus*, *Trypoxylon*), wobei die Verlässlichkeit der Angaben z. T. nicht beurteilbar ist

Perithous septemcinctorius (THUNBERG, 1822)

bei *Pemphredon lugens*, *Psenulus fuscipennis*, *P. pallipes*

Poemenia brachyura HOLMGREN, 1860

bei *Passaloecus corniger*, *P. eremita*, *P. insignis*

Poemenia collaris (HAUPT, 1917)

bei *Passaloecus corniger*, *P. eremita*, *P. insignis*, *P. monilicornis*, *Heriades truncorum*

Poemenia hectica (GRAVENHORST, 1829)

bei *Passaloecus eremita*, *P. corniger*, *P. monilicornis*

Poemenia notata HOLMGREN, 1859

bei *Passaloecus borealis*, *P. corniger*, *P. eremita*, *P. turionum*, *Trypoxylon figulus*

Stenarella domator (PODA, 1761)

bei *Ancistrocerus* und anderen solitären Faltenwespen

Folgende Arten sind aufgrund ihrer bekannten Wirte potenziell in Nisthilfen zu erwarten:

Demopheles corruptor (TASCHENBERG, 1865)

bei *Crossocerus* spp., *Psenulus pallipes*, *Rhopalum clavipes*, *R. coarctatum*

Isadelphus gallicola (BRIDGMAN, 1880)

bei *Rhopalum coarctatum*

Lochetica westoni (BRIDGMAN, 1880)

bei *Passaloecus insignis*

Neorhacodes enslini (RUSCHKA, 1922)

bei *Spilomena curruca*, *S. troglodytes*

Picardiella melanoleuca (GRAVENHORST, 1829)

bei *Auplopus carbonarius*

Townesia tenuiventris (HOLMGREN, 1860)

bei *Chelostoma florissomne*, *Trypoxylon* spp.

Da die Wirte vieler Schlupfwespenarten unbekannt sind, darunter auch solche in Gattungen, aus denen bereits Nisthilfenbesiedler bekannt sind, sind noch weitere Arten zu erwarten. Ebenfalls sind viele weitere Arten als Parasitoide stängel-/zweigbewohnender Bienen und Wespen bekannt, die ihre Eier aber entweder bekanntermaßen oder vermutlich nicht durch den Nesteingang, sondern durch die Stängel- oder Zweigwand legen. Diese sind somit an den hier behandelten Nisthilfen kaum zu erwarten, ihr Vorkommen ist aber nicht immer ganz auszuschließen.

Viele weitere Schlupfwespenarten werden aus Nisthilfen unter kontrollierten Bedingungen nachgewiesen, sind daher nachweisbar aus Nisthilfen geschlüpft, und werden fälschlicherweise den hier nistenden Bienen und Wespen zugeordnet. Deren Wirte sind stattdessen a) eingetragene (parasitierte) Beutetiere wie Raupen oder Spinnen, b) hohlraumbewohnende Spinnen oder c) bereits vor der Nutzung als Nisthilfe im Substrat befindliche Arten. Generelle Empfehlungen zur Verbesserung von Wirtsnachweisen finden sich bei Shaw (2023).



Stielgrabwespe (*Psenulus* sp., mittlere Brutzelle mit beiger Larve) parasitiert von Echter Schlupfwespe (rechte Brutzelle mit weißlicher Larve) im Schilfröhrchen.



Knoten-Faltenwespe (*Discoelius* sp., Brutzelle links) parasitiert von Echter Schlupfwespe (Ichneumonidae, Brutzelle mittig und rechts) im Schilfröhrchen.



Transparent länglich, schmaler Kokon mit weißlicher Larve einer Echten Schlupfwespe (Ichneumonidae) (links) in einem Spinnensammler-Nest (*Trypoxylon* sp., rechts) im Schilfröhrchen.

ERZWESPEN

Überfamilie Chalcidoidea

Zu den Erzwespen zählen eine Reihe winzig kleiner Arten, die wiederum 19 verschiedenen Familien zuzuordnen sind. Von drei Arten ist bekannt, dass sie Larven von hohlraum-nistenden Wildbienen- und Wespenarten befallen. Dabei entwickeln sich meist viele Erzwespen in einer Wirtslarve. Während die Art *Melittobia acasta* von außen an den Larven des Wirts saugt, also ein Ektoparasitoid ist, entwickeln sich Larven von *Coelopencyrtus arenarius* innerhalb der Wirtslarve, was als Endoparasitoid bezeichnet wird.

Coelopencyrtus arenarius (ERDÖS, 1957)

Die Art *Coelopencyrtus arenarius* aus der Erzwespenfamilie Encyrtidae kommt nur bei Maskenbienen (*Hylaeus* sp.) vor. Erkennbar sind die winzigen, weißen Larven innerhalb der Bienenlarvenhaut.



Coelopencyrtus arenarius (4. bis 7. Zelle von links) in Brutzellen von *Hylaeus* sp. in Holznisthilfe.



Gichtwespe (*Gasteruption* sp., 1. Zelle von links) und *Melittobia acasta* (die beiden mittleren Zellen) und *Coelopencyrtus arenarius* (ganz rechts) in den Brutzellen einer Maskenbiene (*Hylaeus* sp.) im Schilfröhrchen.



Coelopencyrtus arenarius (mittlere Zelle) in *Hylaeus* sp. im Schilfröhrchen. Deutlich erkennbar sind die zahlreichen winzigen Larven unter der transparenten Bienenhaut.



Adulte (oben) und Larven (unten) von *Coelopencyrtus arenarius* in Brutzellen von *Hylaeus* sp.



Adulte *Coelopencyrtus arenarius* in einer mit Nektar verproviantierten Brutzelle einer Maskenbiene (*Hylaeus* sp.).



Melittobia acasta (WALKER, 1839)

Die Larven dieser winzigen Wespen aus der Familie der Eulophidae entwickeln sich als Ektoparasitoide, also außerhalb an ihrem Wirt saugend. Auch die geflügelten adulten Weibchen saugen Körperflüssigkeit der Wirtslarven, um ausreichend Eiweiß für die Produktion ihrer Eier zu erhalten. Neben geflügelten Weibchen schlüpfen aus den Eiern auch wenige ungeflügelte Weibchen und Männchen. Der besonders kurze Lebenszyklus ermöglicht es dieser Erzwespenart, mehrere Generationen an einem Wirt hervorzubringen. Das damit in Gang gesetzte exponentielle Populationswachstum kann die Anzahl der Wirte erheblich reduzieren, vor allem dann, wenn deren Nester in direkter Nähe zueinander liegen – wie dies in künstlichen Nisthilfen der Fall ist.



Aus den Kokons von *Isodontia mexicana* sind *Melittobia acasta* geschlüpft.



Larve befallen von *Melittobia acasta*.



Löcher in der Brutzellauskleidung von *Megachile* sp. weisen auf einen Befall durch *Melittobia acasta* hin.



In den geöffneten Brutzellen einer Blattschneiderbiene (*Megachile* sp.) sind die Larven von *Melittobia acasta* zu erkennen.



Melittobia acasta in Brutzellen von einer Blattlauswespe (*Pempredon* sp.).

Monodontomerus aeneus (FONSCOLOMBE, 1832)

Die Art *Monodontomerus aeneus* gehört zur Familie der Torymidae. Sie befällt vor allem Mauerbienen (Gattung *Osmia*). Im Sommer legen die Weibchen Eier an weit entwickelte Mauerbienenlarven. Die Erzwespenlarven ernähren sich als Endoparasitoid von der Wirtslarve. Letztere führt meist noch die Verpuppung zum Kokon durch, weshalb die Erzwespen dieser Art von außen ohne das Öffnen des Kokons zumeist nicht erkannt werden. Die Erzwespenlarven überwintern in dem Bienenkokon.



Die schneeweißen Larven von *Monodontomerus aeneus* sind deutlich im eröffneten Kokon der Zweihöckerigen Mauerbiene (*Osmia leaiana*) zu erkennen.



Monodontomerus aeneus-Larven und geschlüpfte adulte Tiere in einem geöffneten Kokon von der Roten Mauerbiene (*Osmia bicornis*).



Geöffnete Kokons von der Roten Mauerbiene (*Osmia bicornis*) mit vielen schneeweißen Larven von *Monodontomerus aeneus* (links) und der einzelnen großen beigen Larve des Trauerschwebers (*Anthrax anthrax*, rechts).



Beispiel für Hyperparasitoide: *Monodontomerus aeneus* an den deutlich durchscheinenden weißen Larven erkennbar (oberes Schilfröhrchen, linke Zelle und unten, rechter Kokon) im Kokon von *Sapyga clavicornis*, welche sich wiederum in *Osmia caerulescens* entwickelt hat.



Adulte, frisch geschlüpfte Erzwespen der Art *Monodontomerus aeneus* in einem Nest der Gehörnten Mauerbiene (*Osmia cornuta*).



RAUPENFLIEGEN

Familie Tachinidae

Die Familie der Raupenfliegen umfasst etwa 500 Arten allein in Deutschland. Ihre Larven entwickeln sich parasitoid im Körper von spezifischen Wirtsarten, einige davon auch in Stechimmen, die Nisthilfen besiedeln.

Entsprechend der Vielfalt der Fliegenarten können auch deren Puppen unterschiedlich ausgestaltet sein. Gemein ist ihnen die rötlich-bräunliche Färbung und die für Fliegen typischen rundlich-tonnenförmigen Puppen mit Ansätzen von Segmentierung.

Insbesondere bei solitären Faltenwespen (Eumeninae) ist bekannt, dass sie einigen Raupenfliegen als Wirte dienen. Da Raupenfliegen in Nisthilfen eher selten vorkommen, ist noch nicht hinreichend bekannt, welche Arten von Raupenfliegen prinzipiell in Frage kommen.



Drei Beispiele von verschiedenartigen Raupenfliegen-Kokons (Tachinidae) in Nestern von solitären Faltenwespen (Eumeninae).

MAUERBIENEN-TAUFLIEGE

Cacoxenus indagator (Löw, 1858)

Bis zu acht Larven der Mauerbienen-Taufliege ernähren sich von dem Futtervorrat in einer Mauerbienen-Brutzelle. Selten werden auch andere Wildbienen-Gattungen befallen. Da die Fliegenlarven den gesamten Futtervorrat der Bienen verzehren, entwickeln sich die Bienenlarven in den betreffenden Brutzellen nicht, bzw. sterben sie während des Wachstums, so dass diese nicht mehr zur Verpuppung gelangen. Der Befall einer Brutzelle mit der Mauerbienen-Taufliege führt aber nicht immer zwangsläufig zum Absterben der Bienenlarve. Sofern die Anzahl der Taufliegen nicht besonders groß ist, entwickelt sich eine deutlich kleinere Mauerbiene im Kokon neben den Kleptoparasiten.



Charakteristisch sind die orangefarbenen, fädigen Kotscheidungen der Taufliegen-Larven, die nach abgeschlossener Entwicklung der Larven die gesamte Brutzelle ausfüllen. Die Faeces-Fäden sind klebrig und weisen einen charakteristischen Geruch auf. Obgleich die Taufliegen-Larven ihre Larvalentwicklung innerhalb weniger Wochen abschließen, schlüpfen sie erst im kommenden Frühjahr zur ungefähr gleichen Zeit wie die Wirtsart.



Mauerbienen-Taufliegen (*Cacoxenus indagator*) Larven und Faeces in einem Nest der Stahlblauen Mauerbiene (*Osmia caerulea*).



Größenvergleich der Larven von *Monodontomerus aeneus* (oben links), *Cacoxenus indagator* (oben rechts) und *Melittobia acasta* (unten mittig).



TRAUERSCHWEBER

Anthrax anthrax (SCHRANK, 1781)

Der Trauerschweber *Anthrax anthrax* trägt seinen Namen aufgrund der schwarzen Färbung des Körpers und auch der Flügel. Die Wirtsbindung ist nicht sehr eng, allerdings sind Mauerbienen (*Osmia* spp.) die bevorzugten Wirte.

Das Ei des Trauerschwebers wird vom Weibchen unbeachtet in eine noch nicht verschlossene Brutzelle einer Biene gelegt. Die weißlich-beige Larve des Trauerschwebers ernährt sich dabei zuerst vom Futterbrei in der Brutzelle und anschließend von der Bienenlarve. Sie ist durch die ausgeprägten Seitenwülste gut von ihren Wirtsarten zu unterscheiden. Die Puppe des Trauerschwebers hat eine charakteristische ‚Krone‘ aus dunklen Chitinzähnen. Wenn der Trauerschweber schlüpft und die Niströhre verlassen möchte, nutzt er diese ‚Krone‘ um sich durch die harten Lehmmauern und den Nestverschluss zu kämpfen. Oft sind die Exuvien von Trauerschweberpuppen mit der besagten Krone an Ausgängen der Niströhren zu finden.



Abgestreifte Häute (Exuvien) zweier Trauerschweber (*Anthrax anthrax*) am Nestausgang. Die schwarzen Fortsätze (dunkle Chitinzähnen) bilden die charakteristische Krone.



Puppe (unten) und adultes Tier (oben) von *Anthrax anthrax*.



Trauerschweberlarve (*Anthrax anthrax*) im Kokon einer Roten Mauerbiene (*Osmia bicornis*).



Nest der Natterkopf-Stängelbiene (*Hoplitis adunca*, linke Larve) parasitiert vom Trauerschweber (*Anthrax anthrax*, rechte Larve).



Larve eines Trauerschwebers (*Anthrax anthrax*) in einer Brutzelle einer Faltenwespe (Eumeninae).

GEMEINER UND ZOTTIGER BIENENKÄFER

Gattung *Trichodes*

Gelegentlich wird für die Gattung *Trichodes* auch der Name ‚Bienenwolf‘ verwendet, was aber zu einer Verwechslung mit der ebenfalls unter diesem Trivialnamen bekannten Grabwespe *Philanthus triangulum* (FABRICIUS, 1775) führen könnte. Die Bezeichnung deutet auf die räuberische Lebensweise dieser Käfer bzw. deren Larven hin.



Während die adulten Käfer durch ihre schwarz-rot-gezeichneten Flügeldecken gut im Feld anzusprechen sind, führen die orange-rosa gefärbten Larven ein verstecktes Leben in Niströhren unterschiedlichster Arten, darunter auch in Grabwespennestern (z. B. *Trypoxylon*) und sogar in Honigbienenstöcken. Dort ernähren sie sich von den Larven und nicht selten fallen sogar mehrere Brutzellen oder gar das gesamte Nest einer Niströhre der Käferlarve zum Opfer. Dazu zerstört die Käferlarve auch die Brutzellen-Zwischenwände. Die Verpuppung zum adulten Käfer findet ebenfalls in den Niströhren statt. Auch adulte Käfer können in den Nestern angetroffen werden.



Bienenkäfer (*Trichodes* sp.) im Nest einer Zweihöckrigen Mauerbiene (*Osmia leaiana*).



Eine Larve des Bienenkäfers (*Trichodes* sp., mittig) im Nest der Roten Mauerbiene (*Osmia bicornis*, Kokon links).



Die Larve des Bienenkäfers (*Trichodes* sp.) (links) zerstört ein komplettes Spinnensammler-Nest (*Trypoxylon* sp.) beige Kokonreste (rechts). Charakteristische Spuren der Bienenkäferlarve sind die Larvenhaut (Exuvie, ganz links) und die ovale Faecesform (mittig).



Adulter Bienenkäfer (*Trichodes* sp.) in einer Brutzelle.



GEWELLTER SPECKKÄFER

Megatoma undata (LINNAEUS, 1758)

Adulte Exemplare des Gewellten Speckkäfers *Megatoma undata* sind zwischen 4 bis 6 mm große dunkle Tiere mit einer charakteristischen weiß-gezackten Zeichnung auf den Flügeldecken. Oft sind aber weniger die ausgewachsenen Käfer selbst als ihre bis zu 11 mm langen Larven bzw. deren abgestreifte Exuvien in den Niströhren zu sehen.

Die Larven erscheinen bräunlich gestreift und sind lang abstehend behaart. Sie ernähren sich vorwiegend von abgestorbenen Insekten und deren Exkrementen. Gelegentlich machen sie sich aber auch über Eier und noch lebende Larven bzw. Kokons her. Da die adulten, flugfähigen Käfer bei der Wahl der Wirte nicht sehr spezifisch sind, finden sich Entwicklungsstadien des Gewellten Speckkäfers bei verschiedenen hohlraumnistenden Wildbienen- und Wespenarten.



Gewellter Speckkäfer (*Megatoma undata*) (v.l.n.r. Exuvie, Larve, adulter Käfer).



Nest der Stahlblauen Mauerbiene (*Osmia caerulescens*) mit einer Gemeinen Keulenwespe (*Monosapyga clavicornis*, weißlicher Kokon, linke Brutzelle. Die weiteren Brutzellen sind von Larven des Gewellten Speckkäfers (*Megatoma undata*) befallen.

GEMEINER OHRWURM

Forficula auricularia LINNÆUS, 1758

Ohrenkneifer, auch Ohrwürmer genannt, sind eine Ordnung der hemimetabolen Insekten (graduelle Entwicklung über zahlreiche Juvenilstadien, die sich morphologisch immer mehr dem Imago annähern). Nur das letzte Entwicklungsstadium ist geschlechtsreif und kann fliegen. In Deutschland kommen neun Arten vor, von denen der Gemeine Ohrwurm die mit Abstand häufigste ist.

Zu erkennen sind sie an den zangenförmigen Hinterleibsanhängen (Cerci). Im letzten Entwicklungsstadium sind die Tiere prinzipiell flugfähig, machen von dieser Fähigkeit aber selten Gebrauch. Die nachtaktiven Tiere sind ausgesprochen omnivor, das heißt, sie können viele Nahrungsquellen erschließen. In Nisthilfen können sie eingetragenen Pollen, tierischen Proviant bis zu Larven und Kokons verzehren. Von ihrer Aktivität zeugen kleine schwarze Kotkügelchen in den Niströhren.



HORNMILBEN

Oribatida

Milben der Gattung *Chaetodactylus* treten typischerweise in Nestern von *Osmia*-Arten auf. Eigene Beobachtungen zeigen, dass auch Larven anderer hohlraumnistender Bienen, Wespen und deren Parasiten befallen werden können. Die Tiere ernähren sich überwiegend vom Pollen-Nektar-Vorrat, können aber auch Larven und Puppen schädigen. Die Verbreitung erfolgt meist passiv durch Anheften an erwachsene Tiere (Phoresie). In neuen Nestern können sich die Milben rasch vermehren. Ihre Entwicklung dauert nur wenige Wochen, ihr Auftreten ist jedoch saisonal oft eng an die Brutzyklen ihrer Wirte gekoppelt. Die Mauerbienen-Milbe *Chaetodactylus osmiae* (DUFOUR, 1839) ist in Mitteleuropa weit verbreitet und gilt als typischer Begleiter von Nestern von *Osmia*-Arten, vor allem von *Osmia brevicornis*.



Hornmilben (*Chaetodactylus osmiae*) auf dem Thorax einer Mauerbiene.



Nahaufnahme der Hornmilben *Chaetodactylus osmiae*, die in großer Anzahl in Brutzellen von Mauerbienen auftreten können.

4.

ANHANG



Ein Mauerbienen-Männchen (*Osmia* sp.) wartet auf den Schlupf eines Weibchens.

4.1 Artenregister

Die verwendete Nomenklatur basiert auf den drei folgenden Quellen: (1) Für Bienen: Scheuchl E, Schwenninger HR, Burger R, Diestelhorst O, Kuhlmann M, Saure C, Schmid-Egger C, Silló N (2023) Die Wildbienen Deutschlands - Kritisches Verzeichnis und aktualisierte Checkliste der Wildbienen Deutschlands (Hymenoptera, Anthophila). Anthophila 1: 25 - 138. (2) Für Wespen: Schmid-Egger C, Esser J, Hopfenmüller S, Jacobs H-J, Liebig W-H, Niehuis O, Rosa P, Tischendorf S, Witt R (2024) Checkliste der aculeaten Wespen Deutschlands (Hymenoptera, Stechwespen; Chrysididae, Mutilidae, Myrmosidae, Pompilidae, Sapygidae, Scoliidæ, Spheciformes, Thynnidae, Tiphiidae, Vespidae). Ampulex 15: 5 - 25. (3) Für weitere Arten (Käfer, Schlupfwespen etc.): GBIF.

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Seite
<i>Agenioides cinctellus</i> (SPINOLA, 1808)	Gewöhnliche Mauerwegwespe	98
<i>Allodynerus rossii</i> (LEPELETIER, 1841)	Rossis Milbenwespe	104
<i>Ampulex fasciata</i> JURINE, 1807	Baum-Schabengrabwespe	97
<i>Ancistrocerus antilope</i> (PANZER, 1789)	Antilopen-Hakenwespe	104
<i>Ancistrocerus gazella</i> (PANZER, 1798)	Gazellen-Hakenwespe	104
<i>Ancistrocerus nigricornis</i> (CURTIS, 1826)	Schwarzfühler-Hakenwespe	104
<i>Ancistrocerus parietinus</i> (LINNAEUS, 1761)	Wald-Hakenwespe	104
<i>Ancistrocerus trifasciatus</i> (MÜLLER, 1776)	Dreibindige Hakenwespe	104
<i>Anthidium manicatum</i> (LINNAEUS, 1758)	Garten-Wollbiene	74
<i>Anthophora furcata</i> (PANZER, 1798)	Wald-Pelzbiene	76
<i>Anthrax anthrax</i> (SCHRANK, 1781)	Trauerschweber	132
<i>Auplopus carbonarius</i> (SCOPOLI, 1763)	Tönnchen-Wegwespe	99
<i>Cacoxenus indagator</i> (LÖW, 1858)	Mauerbienen-Taufliege	131
<i>Chaetodactylus osmia</i> (DUFUR, 1839)	Mauerbienen-Milbe	135
<i>Chelostoma campanularum</i> (KIRBY, 1802)	Kurzfransige Scherenbiene	65
<i>Chelostoma distinctum</i> (STOECKERT, 1929)	Langfransige Scherenbiene	65
<i>Chelostoma florissomne</i> (LINNAEUS, 1758)	Hahnenfuß-Scherenbiene	67
<i>Chelostoma rapunculi</i> (LEPELETIER, 1841)	Glockenblumen-Scherenbiene	66
<i>Chrysis angustula</i> SCHENCK, 1856	Schmale Zackengoldwespe	119
<i>Chrysis brevitarsis</i> THOMSON, 1870	Kurzfüßige Zackengoldwespe	119
<i>Chrysis corusca</i> VALKEILA, 1971	Leuchtende Zackengoldwespe	119
<i>Chrysis equestris</i> DAHLBOM, 1854	Sattel-Zackengoldwespe	119
<i>Chrysis fasciata</i> OLIVIER, 1790	Gebänderte Zackengoldwespe	119
<i>Chrysis gracillima</i> (FÖRSTER, 1853)	Zierliche Zackengoldwespe	119
<i>Chrysis graellsii</i> GUÉRIN, 1842	Blauzahn-Zackengoldwespe	120
<i>Chrysis horridula</i> ORLOVSKYTĚ, 2016		120
<i>Chrysis ignita</i> LINNAEUS, 1761	Feuergoldwespe	120
<i>Chrysis impressa</i> SCHENCK, 1856	Eingedrückte Zackenzwergwespe	120
<i>Chrysis iris</i> CHRIST, 1791	Iris-Zackengoldwespe	120
<i>Chrysis leptomandibularis</i> NIEHUIS, 2000	Schmalzähnnige Zackengoldwespe	120
<i>Chrysis longula</i> ABEILLE DE PERRIN, 1879	Langgestreckte Zackengoldwespe	120
<i>Chrysis parabrevitarsis</i> SOON ET AL., 2021		120
<i>Chrysis pseudobrevitarsis</i> LINSSENMAIER, 1951	Gleichsporn-Zackengoldwespe	120

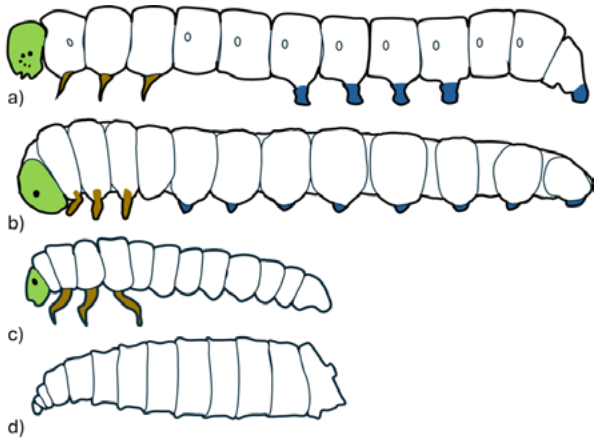
Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Seite
<i>Chrysis ragusae</i> DE STEPHANI, 1888		120
<i>Chrysis schencki</i> LINSSENMAIER, 1968	Schencks Zackengoldwespe	120
<i>Chrysis solida</i> HAUPT, 1956	Starke Goldwespe	120
<i>Chrysis terminata</i> DAHLBOM, 1854	Nordische Zackengoldwespe	121
<i>Chrysura austriaca</i> (FABRICIUS, 1804)	Österreichische Bienengoldwespe	121
<i>Chrysura hirsuta</i> GERSTAECKER, 1869	Schwarzhaarige Bienengoldwespe	121
<i>Chrysura radians</i> (HARRIS, 1776)	Strahlende Bienengoldwespe	121
<i>Coelioxys alatus</i> FÖRSTER, 1853	Geflügelte Kegelbiene	114
<i>Coelioxys inermis</i> (KIRBY, 1802)	Unbewehrte Kegelbiene	114
<i>Coelioxys mandibularis</i> NYLANDER, 1848	Mandibel-Kegelbiene	115
<i>Coelopencyrtus arenarius</i> (ERDÖS, 1957)		127
<i>Colletes daviesanus</i> SMITH, 1846	Buckel-Seidenbiene	61
<i>Crossocerus barbipes</i> (DAHLBOM, 1845)	Bart-Schlankwespe	83
<i>Crossocerus capitosus</i> (SHUCKARD, 1837)	Schmal-Schlankwespe	83
<i>Crossocerus cetratus</i> (SHUCKARD, 1837)	Schild-Schlankwespe	83
<i>Crossocerus cinxius</i> (DAHLBOM, 1839)	Klammer-Schlankwespe	83
<i>Crossocerus nigritus</i> (LEPELETIER & BRULLÉ, 1835)	Schwarze Schlankwespe	83
<i>Crossocerus podagricus</i> (VANDER LINDEN, 1829)	Magere Schlankwespe	83
<i>Demopheles corruptor</i> (TASCHENBERG, 1865)		125
<i>Dipogon bifasciatus</i> (GEOFFROY, 1785)	Holz-Bartwegwespe	101
<i>Dipogon subintermedius</i> (MAGRETTI, 1886)	Mittlere Bartwegwespe	101
<i>Dipogon variegatus</i> (LINNAEUS, 1758)	Mauer-Bartwegwespe	101
<i>Discoelius dufourii</i> LEPELETIER, 1841	Dufours Knoten-Faltenwespe	107
<i>Discoelius zonalis</i> (PANZER, 1801)	Gegürtelte Knoten-Faltenwespe	107
<i>Dolichurus bicolor</i> LEPELETIER, 1845	Zweifarbiger Schabenjäger	97
<i>Dolichurus corniculus</i> (SPINOLA, 1807)	Boden-Schabenjäger	97
<i>Ectemnius continuus</i> (FABRICIUS, 1804)	Punktierter Fliegenjäger	83
<i>Ephialtes brevis</i> MORLEY, 1914		124
<i>Ephialtes duplicauda</i> HEINRICH, 1949		124
<i>Ephialtes manifestator</i> (LINNAEUS, 1758)		124
<i>Euodynerus notatus</i> (JURINE, 1807)	Südliche Schönwespe	105
<i>Euodynerus quadrfasciatus</i> (FABRICIUS, 1793)	Vierbindige Schönwespe	105
<i>Forficula auricularia</i> LINNAEUS, 1758	Gemeiner Ohrwurm	135
<i>Gasteruption assectator</i> (LINNAEUS, 1758)		123
<i>Gasteruption erythrostomum</i> (DAHLBOM, 1831)		123
<i>Gasteruption jaculator</i> (LINNAEUS, 1758)		123
<i>Gymnomerus laevipes</i> (SHUCKARD, 1837)	Glatte Kahlwespe	108
<i>Heriades crenulata</i> NYLANDER, 1856	Gekerbte Löcherbiene	69

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Seite
<i>Heriades truncorum</i> (LINNAEUS, 1758)	Gewöhnliche Löcherbiene	69
<i>Hoplocryptus murarius</i> (BÖRNER, 1852)		124
<i>Hoplitis adunca</i> (PANZER, 1798)	Natternkopf-Stängelbiene	60
<i>Hoplitis claviventris</i> (THOMSON, 1872)	Gelbspornige Stängelbiene	57
<i>Hoplitis leucomelana</i> (KIRBY, 1802)	Schwarzspornige Stängelbiene	57
<i>Hylaeus angustatus</i> (SCHENCK, 1861)	Sandrasen-Maskenbiene	63
<i>Hylaeus communis</i> NYLANDER, 1852	Gewöhnliche Maskenbiene	63
<i>Hylaeus confusus</i> NYLANDER, 1852	Verkannte Maskenbiene	63
<i>Hylaeus difformis</i> (EVERSMANN, 1852)	Beulen-Maskenbiene	63
<i>Hylaeus dilatatus</i> (KIRBY, 1802)	Geringelte Maskenbiene	63
<i>Hylaeus gibbus</i> SAUNDERS, 1850	Buckel-Maskenbiene	63
<i>Hylaeus incongruus</i> FÖRSTER, 1871	Abweichende Maskenbiene	63
<i>Hylaeus pictipes</i> NYLANDER, 1852	Gezeichnete Maskenbiene	63
<i>Hylaeus punctulatissimus</i> SMITH, 1842	Lauch-Maskenbiene	64
<i>Hylaeus signatus</i> (PANZER, 1798)	Reseden-Maskenbiene	64
Ichneumonidae	Schlupfwespen	124
<i>Isadelphus gallicola</i> (BRIDGMAN, 1880)		125
<i>Isodontia mexicana</i> (DE SAUSSURE, 1867)	Stahlblauer Grillenjäger	95
<i>Leptochilus regulus</i> (DE SAUSSURE, 1856)	Königliche Rasenwespe	109
<i>Leucospis dorsigera</i> FABRICIUS, 1775	Gewöhnliche Falten-Erzwespe	122
<i>Leucospis gigas</i> FABRICIUS, 1793	Große Falten-Erzwespe	122
<i>Lochetica westoni</i> (BRIDGMAN, 1880)		125
<i>Megachile alpicola</i> ALFKEN, 1924	Kleine Blattschneiderbiene	71
<i>Megachile centuncularis</i> (LINNAEUS, 1758)	Rosen-Blattschneiderbiene	71
<i>Megachile ericetorum</i> LEPELETIER, 1841	Platterbsen-Mörtelbiene	72
<i>Megachile lapponica</i> THOMSON, 1872	Weidenröschen-Blattschneiderbiene	71
<i>Megachile ligniseca</i> (KIRBY, 1802)	Holz-Blattschneiderbiene	71
<i>Megachile rotundata</i> (FABRICIUS, 1787)	Luzerne-Blattschneiderbiene	71
<i>Megachile sculpturalis</i> SMITH, 1853	Asiatische Blattschneiderbiene	73
<i>Megachile versicolor</i> SMITH, 1844	Bunte Blattschneiderbiene	71
<i>Megachile willughbiella</i> (KIRBY, 1802)	Garten-Blattschneiderbiene	71
<i>Megatoma undata</i> (LINNAEUS, 1758)	Gewellter Speckkäfer	134
<i>Melittobia acasta</i> (WALKER, 1839)		128
<i>Microdynerus exilis</i> (HERRICH-SCHÄFFER, 1839)	Winzige Zwergwespe	105
<i>Microdynerus nugdunensis</i> (DE SAUSSURE, 1856)	Glänzende Zwergwespe	105
<i>Microdynerus timidus</i> (DE SAUSSURE, 1856)	Scheue Zwergwespe	105
<i>Monodontomerus aeneus</i> (FONSCOLMBE, 1832)		129
<i>Monosapyga clavicornis</i> (LINNAEUS, 1758)	Gemeine Keulenwespe	117

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Seite
<i>Nematopodius debilis</i> (RATZEBURG, 1852)		124
<i>Nematopodius formosus</i> GRAVENHORST, 1829		124
<i>Neorhacodes enslini</i> (RUSCHKA, 1922)		125
<i>Nitela borealis</i> VALKEILA, 1974	Nördliche Staublausgrabwespen	94
<i>Nitela fallax</i> KOHL, 1884	Falsche Staublausgrabwespe	94
<i>Nitela spinolae</i> LATREILLE, 1809	Spinolas Staublausgrabwespe	94
<i>Omalus aeneus</i> (FABRICIUS, 1787)	Kupfer-Blattlausgoldwespe	121
<i>Omalus biaccinctus</i> (DU BUYSSON, 1892)	Punktierte Blattlausgoldwespe	121
<i>Omalus puncticollis</i> (MOCŠÁRY, 1887)	Punktierte Kupfer-Kerbgoldwespe	121
<i>Osmia bicornis</i> (LINNAEUS, 1758)	Rote Mauerbiene	54
<i>Osmia brevicornis</i> (FABRICIUS, 1798)	Schöterich-Mauerbiene	59
<i>Osmia caerulescens</i> (LINNAEUS, 1758)	Stahlblaue Mauerbiene	57
<i>Osmia cornuta</i> (LATREILLE, 1805)	Gehörnte Mauerbiene	55
<i>Osmia gallarum</i> SPINOLA, 1808	Gallen-Mauerbiene	57
<i>Osmia leaiana</i> (KIRBY, 1802)	Zweihöckerige Mauerbiene	57
<i>Osmia mustelina</i> GERSTÄCKER, 1869	Östliche Felsen-Mauerbiene	57
<i>Osmia niveata</i> (FABRICIUS, 1804)	Einhöckerige Mauerbiene	57
<i>Osmia parietina</i> CURTIS, 1828	Waldrand-Mauerbiene	57
<i>Osmia submicans</i> MORAWITZ, 1870	Schimmernde Mauerbiene	58
<i>Passaloecus borealis</i> DAHLBOM, 1844	Wald-Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus brevilabris</i> WOLF, 1958	Kurz-Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus corniger</i> SHUCKARD, 1837	Gehörnte Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus eremita</i> KOHL, 1893	Kiefern-Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus gracilis</i> (CURTIS, 1834)	Zierliche Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus insignis</i> (VANDER LINDEN, 1829)	Ungefleckte Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus monilicornis</i> DAHLBOM, 1842	Einhorn-Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus singularis</i> DAHLBOM, 1844	Garten-Zungenzwergwespe	85
<i>Passaloecus turionum</i> DAHLBOM, 1844	Stängel-Zungenzwergwespe	85
<i>Pemphredon lethifer</i> (SHUCKARD, 1837)	Garten-Blattlauswespe	91
<i>Pemphredon lugens</i> DAHLBOM, 1842	Kiel-Blattlauswespe	91
<i>Pemphredon lugubris</i> (FABRICIUS, 1793)	Düstere Blattlauswespe	91
<i>Pemphredon wesmaeli</i> (MORAWITZ, 1864)	Wesmaels Blattlauswespe	91
<i>Perithous scurra</i> (PANZER, 1804)		125
<i>Perithous septemcinctorius</i> (THUNBERG, 1822)		125
<i>Picardiella melanoleuca</i> (GRAVENHORST, 1829)		125
<i>Poemenia brachyura</i> HOLMGREN, 1860		125
<i>Poemenia collaris</i> (HAUPT, 1917)		125
<i>Poemenia hectica</i> (GRAVENHORST, 1829)		125

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Seite
<i>Poemenia notata</i> HOLMGREN, 1859		125
<i>Psenulus chevrieri</i> (TOURNIER, 1889)	Chevriers Stielgrabwespe	87
<i>Psenulus concolor</i> (DAHLBOM, 1843)	Dunkle Stielgrabwespe	87
<i>Psenulus fuscipennis</i> (DAHLBOM, 1843)	Schwarzfuß-Stielgrabwespe	87
<i>Psenulus pallipes</i> (PANZER, 1798)	Hellfüßige Stielgrabwespe	87
<i>Pseudoanthidium nanum</i> (MOCÁRY, 1881)	Östliche Zwergwollbiene	75
<i>Pseudomalus auratus</i> (LINNAEUS, 1758)	Goldene Scheinblattlausgoldwespe	121
<i>Pseudomalus pusillus</i> (FABRICIUS, 1804)	Zwerg-Scheinblattlausgoldwespe	121
<i>Pseudomalus triangulifer</i> (ABEILLE DE PERRIN, 1877)	Dreieckige Scheinblattlausgoldwespe	121
<i>Pseudomalus violaceus</i> (SCOPOLI, 1763)	Violette Scheinblattlausgoldwespe	121
<i>Rhopalum clavipes</i> (LINNAEUS, 1758)	Klauen-Stängelgrabwespe	83
<i>Rhopalum coarctatum</i> (SCOPOLI, 1763)	Gewöhnliche Stängelgrabwespe	83
<i>Sapyga quinquepunctata</i> (FABRICIUS, 1781)	Fünffleckige Keulenwespe	117
<i>Sapyga similis</i> (FABRICIUS, 1793)	Wald-Keulenwespe	117
<i>Sapygina decemguttata</i> (JURINE, 1807)	Kleine Keulenwespe	117
<i>Sceliphron caementarium</i> (DRURY, 1773)	Amerikanische Mörtelwespe	96
<i>Sceliphron curvatum</i> (F. SMITH, 1870)	Orientalische Mörtelwespe	96
<i>Sceliphron destillatorium</i> (ILLIGER, 1807)	Südliche Mörtelwespe	96
<i>Spilomena beata</i> BLÜHTGEN, 1953	Glückliche Zwergstängelwespe	93
<i>Spilomena troglodytes</i> (VANDER LINDEN, 1829)	Garten-Zwergstängelwespe	93
<i>Stelis breviscula</i> (NYLANDER, 1848)	Kurze Düsterbiene	115
<i>Stelis minima</i> SCHENK, 1861	Winzige Düsterbiene	115
<i>Stelis minuta</i> LEPELETIER & AUDINET-SERVILLE, 1825	Zwerg-Düsterbiene	115
<i>Stelis ornata</i> (KLUG, 1807)	Stängel-Düsterbiene	115
<i>Stelis phaeoptera</i> (KIRBY, 1802)	Schwarzflügelige Düsterbiene	115
<i>Stelis punctulatissima</i> (KIRBY, 1802)	Punktierte Düsterbiene	115
<i>Stenarella domator</i> (PODA, 1761)		125
<i>Symmorphus allobrogus</i> (DE SAUSSURE, 1855)	Berg-Stängelwespe	105
<i>Symmorphus angustatus</i> (ZETTERSTEDT, 1838)	Verengte Stängelwespe	106
<i>Symmorphus bifasciatus</i> (LINNAEUS, 1761)	Zweibindige Stängelwespe	106
<i>Symmorphus connexus</i> (CURTIS, 1826)	Unverengte Stängelwespe	106
<i>Symmorphus crassicornis</i> (PANZER, 1796)	Dickfühler-Stängelwespe	106
<i>Symmorphus debilitatus</i> (DE SAUSSURE, 1856)	Dorf-Stängelwespe	106
<i>Symmorphus gracilis</i> (BRULLÉ, 1832)	Grazile Stängelwespe	106
<i>Symmorphus murarius</i> (LINNAEUS, 1759)	Große Stängelwespe	106
Tachinidae	Raupenfliegen	130
<i>Townesia tenuiventris</i> (HOLMGREN, 1860)		125
Trichodes	Bienenkäfer	133

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Seite
<i>Trichrysis cyanea</i> (LINNAEUS, 1758)	Blaugrüne Dreizahngoldwespe	121
<i>Trypoxylon attenuatum</i> F.SMITH, 1851	Düsterer Spinnensammler	89
<i>Trypoxylon beaumonti</i> ANTROPOV, 1991	Beaumonts Spinnensammler	89
<i>Trypoxylon clavicerum</i> LEPELETIER & AUDINET-SERVILLE, 1828	Keulen-Spinnensammler	89
<i>Trypoxylon deceptorium</i> ANTROPOV, 1991	Schilf-Spinnensammler	89
<i>Trypoxylon figulus</i> (LINNAEUS, 1758)	Garten-Spinnensammler	89
<i>Trypoxylon medium</i> DE BEAUMONT, 1945	Mittlerer Spinnensammler	89
<i>Trypoxylon minus</i> DE BEAUMONT, 1945	Kleiner Spinnensammler	89



Raupen und raupenähnliche Larven, die als Proviant in Wespennestern zur Bestimmung herangezogen werden können:

a) Schmetterlingsraupe (Lepidoptera) mit Kopfkapsel (grün), 3 Brustbeinpaaren (braun) und 5 Bauchfußpaaren (blau) am 3. – 6. sowie am letzten Hinterleibsegment; b) Pflanzenwespenlarve (Symphyta) mit Kopfkapsel (grün), 3 Brustbeinpaaren (braun) und mehr als 5 Bauchfußpaaren (blau); c) Käferlarve (Coleoptera) mit Kopfkapsel (grün) und 3 Brustbeinpaaren (braun) aber ohne Bauchfüße; d) Fliegenmade (Diptera) ohne Kopfkapsel, ohne Brustbeine und ohne Bauchfüße.



Die große Wollbiene (*Anthidium manicatum*)



Eine Raupenfleie (Tachinidae)

DOIs

Agenioideus cinctellus <https://doi.org/10.15468/dl.qv8czp>
Allodynerus rossii <https://doi.org/10.15468/dl.89qd3k>
Ampulex fasciata <https://doi.org/10.15468/dl.2vghgz>
Crossocerus barbipes <https://doi.org/10.15468/dl.7thnxa>
Crossocerus capitosus <https://doi.org/10.15468/dl.mka34z>
Crossocerus cetratus <https://doi.org/10.15468/dl.58f37h>
Crossocerus cinxius <https://doi.org/10.15468/dl.pzu6ru>
Crossocerus nigratus <https://doi.org/10.15468/dl.9nccec>
Crossocerus podagricus <https://doi.org/10.15468/dl.t32mxh>
Dipogon variegatus <https://doi.org/10.15468/dl.sxskfk>
Discoelius dufourii <https://doi.org/10.15468/dl.ksfp5z>
Discoelius zonalis <https://doi.org/10.15468/dl.97vtew>
Dolichurus bicolor <https://doi.org/10.15468/dl.fhe2wd>
Dolichurus corniculus <https://doi.org/10.15468/dl.czfired>
Ectemnius continuus <https://doi.org/10.15468/dl.2eu6dr>
Euodynerus notatus <https://doi.org/10.15468/dl.7sxsqt>
Gymnomerus laevipes <https://doi.org/10.15468/dl.mpm8kd>
Isodontia mexicana <https://doi.org/10.15468/dl.e5v7a5>
Leptochilus regulus <https://doi.org/10.15468/dl.whbvdt>
Microdynerus exilis <https://doi.org/10.15468/dl.q4fepz>
Microdynerus nugdunensis <https://doi.org/10.15468/dl.yfz68g>
Microdynerus timidus <https://doi.org/10.15468/dl.gm5bt8>
Nitela borealis <https://doi.org/10.15468/dl.n7529y>
Nitela fallax <https://doi.org/10.15468/dl.yx9nwn>
Nitela spinolae <https://doi.org/10.15468/dl.7ngzkv>
Passaloecus borealis <https://doi.org/10.15468/dl.hkrsqt>
Passaloecus brevilabris <https://doi.org/10.15468/dl.uqs73y>
Passaloecus monilicornis <https://doi.org/10.15468/dl.f362g8>
Passaloecus turionum <https://doi.org/10.15468/dl.zukc6b>
Pemphredon wesmaeli <https://doi.org/10.15468/dl.7za284>
Psenulus chevrieri <https://doi.org/10.15468/dl.x4fw7k>
Rhopalum clavipes <https://doi.org/10.15468/dl.zmspmu>
Rhopalum coarctatum <https://doi.org/10.15468/dl.8azdjf>
Sceliphron caementarium <https://doi.org/10.15468/dl.c93b7x>
Sceliphron curvatum <https://doi.org/10.15468/dl.fk8e43>
Sceliphron destillatorium <https://doi.org/10.15468/dl.tqrugt>
Spilomena beata <https://doi.org/10.15468/dl.grjbnu>
Spilomena troglodytes <https://doi.org/10.15468/dl.qfdumh>
Symmorphus allobrogus <https://doi.org/10.15468/dl.au3qaz>
Symmorphus angustatus <https://doi.org/10.15468/dl.bfmje3>
Symmorphus debilitatus <https://doi.org/10.15468/dl.e8q6u9>
Trypoxylon attenuatum <https://doi.org/10.15468/dl.mnz79g>
Trypoxylon beaumonti <https://doi.org/10.15468/dl.f7a3yt>
Trypoxylon deceptorium <https://doi.org/10.15468/dl.rznxyf>

4.2 LITERATUR

- ¹Hallmann CA, Sorg M, Jongejans E, Siepel H, Hofland N, Schwan H, Stenmans W, Müller A, Sumser H, Hörrn T, Goulson D, de Kroon H (2017) More than 75 percent decline over 27 years in total flying biomass in protected areas. *PLOS One* 12(10): e0185809. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0185809>
- ²Potts SG, Biesmeijer JC, Kremen C, Neumann P, Schweiger O, Kunin WE (2010) Global pollinator declines: trends, impacts and drivers. *Trends in Ecology and Evolution* 25(6): 345-353. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2010.01.007>
- ³Scheuchl E, Schwenninger HR, Burger R, Diestelhorst O, Kuhlmann M, Saure C, Schmid-Egger C, Silló N (2023) Die Wildbienenarten Deutschlands – Kritisches Verzeichnis und aktualisierte Checkliste der Wildbienen Deutschlands (Hymenoptera, Anthophila). *Anthophila* 1: 25-138.
- ⁴Neff JL, Simpson BB (1993) Bees, pollination systems and plant diversity. In: LaSalle J & Gauld ID (Eds.): *Hymenoptera and biodiversity*. CAB International: 143-167.
- ⁵Klein AM, Vaissière BE, Cane JH, Steffan-Dewenter I, Cunningham SA, Kremen C, Tscharntke T (2007) Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings: Biological Sciences* 274(1608): 303-13. <https://doi.org/10.1098/rspb.2006.3721>
- ⁶Lippert C, Feuerbacher A, Narjes M (2021) Revisiting the economic valuation of agricultural losses due to large-scale changes in pollinator populations. *Ecological Economics* 180: 106860. <https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2020.106860>
- ⁷Westrich P, Frommer U, Mandery K, Riemann H, Ruhnke H, Saure C, Voith J (2011) Rote Liste und Gesamtartenliste der Bienen (Hymenoptera: Apidae) Deutschlands. – In: Binot-Hafke M, Balzer S, Becker N, Gruttke H, Haupt H, Hofbauer N, Ludwig G, Matzke-Hajek G, Strauch M (Eds.): *Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands, Band 3: Wirbellose Tiere (Teil 1)*. – Münster (Landwirtschaftsverlag). – *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 70(3): 373-416.

- ⁸Brock RE, Cini A, Summer S (2021) Ecosystem services provided by aculeate wasps. *Biological Reviews* 96(4): 1645-1675. <https://doi.org/10.1111/brv.12719>
- ⁹Schmid-Egger C (2010) Rote Liste der Wespen Deutschlands – Hymenoptera Aculeata: Grabwespen (Ampulicidae, Crabronidae, Spheciidae), Wegwespen (Pompilidae), Goldwespen (Chrysididae), Faltenwespen (Vespidae), Spinnenameisen (Mutilidae), Dolchwespen (Scoliidae), Rollwespen (Tiphidae) und Keulhornwespen (Sapygidae). *Ampulex – Zeitschrift für aculeate Hymenopteren* 1: 5-39.
- ¹⁰Zurbuchen A, Landert L, Klaiber J, Müller A, Hein S, Dorn S (2010) Maximum foraging ranges in solitary bees: only few individuals have the capability to cover long foraging distances. *Biological Conservation* 143: 669-676. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2009.12.003>
- ¹¹Staab M, Pufal G, Tschardt T, Klein A-M (2018) Trap nests for bees and wasps to analyse trophic interactions in changing environments – a systematic overview and user guide. *Methods in Ecology and Evolution* 9(11): 2226-2239. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.13070>
- ¹²Lindermann L, Grabener S, Hellwig N, Stahl J, Dieker P (2024) Citizen science-based monitoring of cavity-nesting wild bees and wasps – benefits for volunteers, insects, and ecological science. *Citizen science: theory and practice* 9(1). <https://doi.org/10.5334/cstp.632>

Weitere Literatur, die zur Erstellung der Artkapitel herangezogen wurde:

- Fitton MG, Shaw MR, Gauld ID (1988) Pimpline Ichneumon-flies. Hymenoptera, Ichneumonidae (Pimplinae). *Handbook for the Identification of British Insects* 7: 1-110.
- Gathmann A (2005) Bienen und Wespen in der Göttinger Agrarlandschaft: Natürliche Gegenspieler und ihre Wirte in Nisthilfen. *Göttinger Naturkundliche Schriften* 6: 107-116.
- Horstmann K (1990) Die westpaläarktischen Arten einiger Gattun-

- gen der Cryptini (Hymenoptera, Ichneumonidae). Mitteilungen Münchener Entomologischen Gesellschaft 79: 65-89.
- Horstmann K (2008) Revision der europäischen Arten von *Ephialtes* Gravenhorst, 1829, mit Bemerkungen zu weiteren holarktischen Arten (Hymenoptera, Ichneumonidae, Pimplinae). Entomofauna 29(9): 145-165.
- Horstmann K (2009) Revision der europaeischen Arten von *Isadelphus* Foerster, 1869 (Hymenoptera, Ichneumonidae, Cryptinae). Entomofauna 30(28): 473-492.
- Jussila R, Kapyla M (1975) Observations on *Townesia tenuiventris* (Hlmgr.) (Hym., Ichneumonidae) and its hosts *Chelostoma maxillosum* (L.) (Hym., Megachilidae) and *Trypoxylon figulus* (L.) (Hym., Sphecidae). Annales Entomologici Fennici 41: 81-86.
- Misof B, Liu S, Meusemann K, Peters RS, Donath A, Mayer C, Frandsen PB, Ware J, Flouri T, Beutel RG, Niehuis O, Petersen M et al. (2014) Phylogenomics resolves the timing and pattern of insect evolution. Science 346(6210): 763-767.
- Notton DG, Shaw MR (1998) A review of the Palaearctic Neorhacodinae (Hymenoptera, Ichneumonidae) with *Eremura* Kasparian, 1995 new to the west Palaearctic. Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology series: 67(2): 209-218.
- Peters RS, Krogmann L, Mayer C, Donath A, Gunkel S, Meusemann K, Kozlov A, Podsiadlowski L, Petersen et al. (2017) Evolutionary history of the Hymenoptera. Current Biology 27(7): 1013-1018.
- Sann M, Niehuis O, Peters RS, Mayer C, Kozlov A, Podsiadlowski L, Bank S, Meusemann K, Misof B, Bleidorn C, Ohl M (2018) Phylogenomic analysis of Apoidea sheds new light on the sister group of bees. BMC Evolutionary Biology 18: 1-15.
- Sawoniewicz J, Wisniowski B (2007) Materiały do znajomości gąsienicznikowatych (Hymenoptera: Ichneumonidae) pasożytujących na żądłówkach (Hymenoptera: Aculeata) w Polsce. Wiadomosci Entomologiczne 26(1): 27-33.
- Schaper A, Pape F, Bleidorn C (2022) Faunistische Untersuchungen und naturschutzfachliche Relevanz der Wildbienenfauna (Hymenoptera: Apiformes) der Kiesgrube Ballertasche in

Niedersachsen. Ampulex 35.

Schmidt K, Zmudzinski F (1983) Beiträge zur Kenntnis der badi-schen Schlupfwespenfauna (Hymenoptera, Ichneumonidae). 1. Xoridinae, Acaenitinae, Pimplinae (Poemeniini, Rhys-sini). Andrias 3: 97-103.

Schmidt K, Zmudzinski F (2007) Beiträge zur Kenntnis der badi-schen Schlupfwespenfauna (Hymenoptera, Ichneumonidae). 6. Unterfamilie Cryptinae. Carolina 65: 189-224.

Schwarz M (2007) Revision der westpalaearktischen Arten der Gat-tung *Hoplocryptus* Thomson (Hymenoptera, Ichneumonidae). Linzer Biologische Beitrage 39(2): 1161-1219.

Schwarz M, Shaw MR (2010) Western Palaearctic Cryptinae (Hyme-noptera: Ichneumonidae) in the National Museums of Scot-land, with nomenclatural changes, taxonomic notes, rearing records and special reference to the British checklist. Part 4. Tribe Phygadeuontini, subtribes Mastrina, Ethelurgina, Enda-seina (excluding *Endasys*), Bathythrichina and Cremnodina. Entomologist's Gazette 61: 187-206.

Shaw MR (2006) Notes on British Pimplinae and Poemeniinae (Hy-menoptera: Ichneumonidae), with additions to the British list. British Journal of Entomology and Natural History 19: 217-238.

Shaw MR (2023) Obtaining, recording and using host data for reared parasitoid wasps (Hymenoptera). British Journal of Entomology and Natural History 36: 205-213.

Starke H (1956) Ichneumonidenfauna der sächsischen Oberlausitz. Natura Lusatica (Bautzen) 3: 17-92.

Tormos J, Asís JD, Selfa J (1999) Description of the final instar larva of *Perithous scurra* with comments on its morphological characters (Hymenoptera: Ichneumonidae, Pimplinae, Delome-ristini). Florida Entomologist 82(2): 333-339.

Tscharntke T, Gathmann A, Steffan-Dewenter I (1998) Bioindica-tion using trap-nesting bees and wasps and their natural enemies: community structure and interactions. Journal of Applied Ecology 35(5): 708-719.

van Breugel P (2014) Gasten van bijenhôtels. EIS Kenniscentrum Insecten en andere Ongewervelden & Naturalis Biodiversity Center.

Links:

gbif.org
aculeata.eu
wildbienen.info

Autor*innen

Swantje Grabener

Johann Heinrich von Thünen-Institut, Braunschweig
Leuphana Universität Lüneburg, Institut für Ökologie, Lüneburg

Lara Lindermann

Johann Heinrich von Thünen-Institut, Braunschweig

Susanne Schiele

Lehrstuhl für Tierökologie und Tropenbiologie, Biozentrum, Universität Würzburg

Lennart Bendixen

Mohrkirch

Felix Fornoff

Professur für Naturschutz und Landschaftsökologie, Albert-Ludwigs-Universität
Freiburg

Sebastian Hopfenmüller

Stiftung Kulturlandschaft Günztal, Ottobeuren

Johanna Stahl

Johann Heinrich von Thünen-Institut, Braunschweig

Petra Dieker

Johann Heinrich von Thünen-Institut, Braunschweig
Forschungsgruppe Agrarlandschaft und Biodiversität, Agroscope, Zürich



ZITATIONSVORSCHLAG

Grabener, S*,
Lindermann, L*,
Schiele, S*, Bendixen,
L., Fornoff, F.,
Hopfenmüller, S., Stahl,
J., Dieker, P. (2025)
Wildbienen und
Wespen in Nisthilfen
bestimmen: ein
Bestimmungsschlüssel
für Deutschland.
2., vollst. überarb.
Neuauf. Thünen
Ratgeber 10.
Johann Heinrich
von Thünen-Institut,
Braunschweig.
[https://doi.
org/10.3220/253-2025-
168](https://doi.org/10.3220/253-2025-168)

*Erstautorinnen



Herausgeber

Johann Heinrich von Thünen-Institut
Bundesallee 50
38116 Braunschweig
Mail: pressestelle@thuenen.de

Autor*innen

Swantje Grabener, Lara Lindermann, Susanne Schiele, Lennart Bendixen, Felix Fornoff, Sebastian Hopfenmüller, Johanna Stahl und Petra Dieker

Layout und Gestaltung

Mareike Zech und Nadine Zirbes
Thünen-Institut

DOI:10.3220/253-2025-168

Stand: 10/2025

Fotos und Grafiken

Felix Fornoff (97), Susanne Schiele (77), Lara Lindermann (68), Sebastian Hopfenmüller (43), Swantje Grabener (12), Petra Dieker (2), Josephine Kulow (1), Michael Welling (1), Christian Venne (1), Johann-Christoph Kornmilch(1), G. Franke, Nabu Karlsbad/ Waldbronn (1), Nils Hellwig (1)

Gefördert durch:



Bundesministerium
für Landwirtschaft, Ernährung
und Heimat

aufgrund eines Beschlusses
des Deutschen Bundestages

