© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

Mitt. naturwiss. Ver. Steiermark	Band 113	S. 101–132 Graz 1983

Aus dem Institut für Umweltwissenschaften und Naturschutz
der Österreichischen Akademie der Wissenschaften, Graz

Schlüssel zur Freilanddiagnose mitteleuropäischer Chrysopidenlarven (Neuroptera, Chrysopidae)*

Von Johann Gepp

Mit 2 Abbildungen, 32 Farbfotos und 3 Tabellen

Eingelangt am 19. September 1983

Inhalt:

Zusammenfassung – Summary
1. Biologie und angewandte Bedeutung der Chrysopidenlarven
2. Diagnostische Methoden
3. Vorbereitende Determinationsschritte
   3.1 Unterscheidungsmerkmale habituell ähnlicher Insektenlarven
   3.2 Externe Morphologie der Chrysopidenlarven
   3.3 Unterscheidung der Larvenstadien
   3.4 Besonders häufige Arten
   3.5 Biotoppräferenzen als weiterführende Artspezifika
4. Schlüssel 0–1–31 zur Identifikation lebender Chrysopidenlarven (*L3* und *L2* z. T.) Mitteleuropas
5. Ergänzende Erläuterungen
   5.1 Kurze Charakteristik der mitteleuropäischen Chrysopidenarten
   5.2 Variation der Färbungsmerkmale
   5.3 Inter- und intraspezifische Unterschiede bei der Wahl des „Tarndecken"-Materials
   5.4 Methodische Hinweise
   5.4.1 Ruhigstellung der Larven zur Determination und zum Transport
   5.4.2 Weiterzucht undeterminierbarer *L1* und *L2*
   5.4.3 Konservierbarkeit der Lebendfarben
6. Farbtafeln
7. Literatur

Zusammenfassung

Die vorliegenden Determinationshilfen ermöglichen eine unproblematische Zuordnung lebender Chrysopidenlarven Mitteleuropas aufgrund einfacher makroskopischer Merkmale. Einige wesentliche Unterscheidungsmerkmale zu verwechselbaren Larven anderer Insektenfamilien sind aufgelistet; die externe Morphologie der Chrysopidenlarven wird kurz besprochen. Von allen 28 mitteleuropäischen Arten sind zusammen 32 Farbfotos, vor allem der *L3* und einiger *L2* beigefügt. Der Umfang und die Ursachen der Variation der Färbungsmerkmale werden diskutiert und methodische Hinweise zum Transport, zur Weiterzucht junger Larven sowie zum Erhalt der Lebendfärbung durch Tiefkühlung gegeben.

Summary

Key for field-identification of living chrysopid-larvae in Middle-Europe.

32 colour-pictures of larvae of all 28 chrysopid-species (mainly 3rd and some 2nd instars) living in Middle-Europe and two keys with simple marks enable an unproblematically diagnosis. Some distinction-marks to similar larvae of other insect-families are added. The variation of the larval colour is discussed and some references to transport, rearing and preservation of colour by deep-freezing are given.

* Gefördert durch die Alexander-von-Humboldt-Stiftung (Bonn), sowie durch den Jubiläumsfonds der Österreichischen Nationalbank.

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

1. Biologie und angewandte Bedeutung der Chrysopidenlarven

Die Neuropterenfamilie Chrysopidae ist in Mitteleuropa (im engeren Sinne) mit 28 Spezies vertreten. Ihre Larven („Blattlauslöwen") leben karnivor in der Krautschicht, an Bäumen und Sträuchern von diversen weichhäutigen Kleinarthropoden wie Aphiden und Coccinen, die sie durch Aussaugen der Körpersäfte töten. Die Eier der Chrysopiden sind gestielt und werden einzeln oder in Gruppen abgelegt. Die Larven durchlaufen während ihrer Entwicklung drei Häutungsstadien. Acht der mitteleuropäischen Arten tragen als Larven „Tarndecken" aus pflanzlichen und tierischen Kleinstrukturen, die mit Hilfe von „Angelhaaren" befestigt werden. Die Verpuppung erfolgt in einem oviformen, meist weißlichen Kokon.

Die angewandte Bedeutung, vor allem einiger häufiger Chrysopidenarten, als Schädlingsantagonisten ist außerordentlich hoch und mit der Nützlichkeit entomophager Marienkäfer (Coccinellidae) und Schwebfliegenlarven (Syrphidae) gleichzusetzen. Zahlreiche Untersuchungen der Chrysopidenfauna von Wald- und Kulturbiozönosen zielen darauf ab, die Wirkung und Möglichkeit der Förderung von Chrysopidenlarven zu prüfen. Bisher scheiterten jedoch ernsthafte Ansätze verfeinerter Untersuchungsmethoden an einer taxativen Zuordnung der Larven.

Der Erforschungsstand der Chrysopiden Mitteleuropas ist nicht zuletzt durch ASPÖCK, ASPÖCK & HÖLZEL 1980 auf imaginalem Sektor und durch GEPP (in prep.) auf larvalem Sektor so weit gediehen, daß die Biotopansprüche weitgehend bekannt sind. Die bisher einzige erwähnenswerte Bestimmungsliteratur, in der auch 13 mitteleuropäische Arten als Larven inkludiert sind, betrifft Großbritannien (KILLINGTON 1937). In der vorliegenden Publikation sind nunmehr lebende Larven aller 28 Chrysopidenarten Mitteleuropas in Farbfotos abgebildet und werden so mit einfachen Bestimmungshilfen auch im Freiland determinierbar.

2. Diagnostische Methoden

Weltweit sind ca. 120 Chrysopiden-Spezies (= 10% des geschätzten Artenbestandes) in präimaginalen Stadien beschrieben (GEPP 1983), mit Ausnahme von kaum mehr als fünf Dutzend Arten in Form von durchwegs unscheinbaren, wenig informativen Strichzeichnungen, die eine vergleichende Determination erschweren.

In der Literatur sind keine befriedigenden bzw. allgemein anerkannten Determinationsrichtlinien für mitteleuropäische Chrysopidenlarven enthalten. Grundsätzlich sind je nach Zustand des Larvenmaterials drei praktikable Methoden denkbar:

a) mit lebenden Larven
b) mit tiefgefrorenen Larven
c) mit in Äthyl-Alkohol oder Glycerin konservierten Larven.

Die Alkoholkonservierung toter Larven führt zum Verlust ihrer Färbung mit Ausnahme von Grau, Braun und Schwarz. Alkoholmaterial ist daher am ehesten aufgrund der dorsalen Kopfkapselzeichnung (z. B. TAUBER 1975; GEPP in prep.) und durch chaetotaktische Merkmale determinierbar (z. B. TSUKAGUCHI 1978). Der entscheidende Nachteil dieser Merkmale ist deren Kleinheit bzw. die erschwerte Nachprüfbarkeit am Lebendmaterial. Dazu ist ein Binokular mit mindestens 50facher Vergrößerung notwendig, wobei die Larven bei der dazu notwendigen hellen Beleuchtung selten ruhig verharren.

Der Vergleich von Farbfotos lebender oder tiefgefrorener Chrysopidenlarven zeigt hingegen, daß diese schon mit Hilfe einer 10fach vergrößernden Handlupe ohne wesentliche Schwierigkeiten eine rasche Determination nahezu aller mitteleuropäischen Arten zumindest im 3. Stadium ermöglichen. Wenngleich Farbabbildungen relativ teuer sind, so eröffnen sie im vorliegenden Fall den Aufwand durchaus rechtfertigende Möglichkeiten, die durch keine anderen Darstellungsverfahren erreichbar sind. Vor allem die Anwendbarkeit von

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at
Handlupen erlaubt eine rasche Determination im Freiland, ohne die Larven wesentlich zu stören oder abtöten zu müssen. Außerdem genügen sogar Kleinbilddias bei entsprechender Filmkörnigkeit (25–100 ASA) und ab einem Vergrößerungsverhältnis von 1:1, um die meisten Arten zu erkennen. Weiters eröffnet sich dadurch auch noch die Möglichkeit, parasitierte Larven vor ihrem Tode zu determinieren – bisher ein großes Hindernis bei der Zuordnung von Wirt-Parasit-Beziehungen.

Um allerdings die Fülle von weltweit ca. 1200 zu erwartenden Arten auch in den präimaginalen Stadien determinativ bewältigen zu können, ist neben der fotografischen Darstellung eine differenzierte Beschreibung, vor allem mit chaetotaktischen Merkmalen notwendig (Vorschläge dazu: siehe GEPP 1983). Letztere ist insbesondere für Alkoholmaterial unumgänglich und dementsprechend für die mitteleuropäischen Arten ebenfalls in Vorbereitung (GEPP in prep.).

3. Vorbereitende Determinationsschritte

Die folgenden Determinationsschritte sind aufbauend dargestellt, um auch nichtspezialisierten Verwendern (z. B. Schädlingsbekämpfern) eine unproblematische Einarbeitung ohne Zuziehung von Sekundärliteratur und aufwendigen Vergrößerungsgeräten zu ermöglichen.

Die Determinationsschritte 0⊸□ (1)–(3) dienen der Absicherung der Gruppenzugehörigkeit und Determinierbarkeit, 0⊸□ (4)–(6) der Einengung des eigentlichen Bestimmungsschlüssels 0⊸□ 1–31. Nach angemessener Einarbeitung reicht zur Determination grundsätzlich auch allein der Vergleich der Fototafeln.

Vorbereitende Determinationsschritte 0⊸□ (1)–(6)

0⊸□ (1) a Zugehörigkeit der vorliegenden Larve zu den Chrysopiden nicht gesichert. . . . . Kap 3.1
– b . . . gesichert . . . . . 0⊸□ (2)

0⊸□ (2) a Larvenstadium unbekannt . . . . . Kap. 3.3
– b . . . bekannt . . . . . 0⊸□ (3)

0⊸□ (3) a *3.* Stadium (gilt bei der Mehrzahl der Arten auch für das *2.* Stadium) . . nach Studium von Kap. 5.4 . . . . . 0⊸□ (4)
– b *1.* Stadium (*2.* Stadium) . . . . . Kap. 5.2

0⊸□ (4) a Vergleich mit den Fotos der häufigsten Chrysopidenarten . . . . . Kap. 3.4
– b Nicht zutreffende Art . . . . . 0⊸□ (5)

0⊸□ (5) a Bei Kenntnis der Wohnpflanzen (bzw. des bewohnten Stratums) . . . . . Kap. 3.5
– b Larve ohne weiterführende Zusatzhinweise . . . . . 0⊸□ (6)

0⊸□ (6) a Larve mit „Tarndecke" (beachte Kap. 5.2) . . . . . 0⊸□ 1
– b . . . ohne . . . . . 0⊸□ 5

3.1 Unterscheidungsmerkmale habituell ähnlicher Insektenlarven

Die Larven der mitteleuropäischen Chrysopiden verfügen in allen drei Häutungsstadien über gruppenspezifische Merkmale, die eine rasche Zuordnung ermöglichen:

a) Mandibeln und Maxillen bilden ein ungezähntes, säbelförmig gebogenes Saugrohr, das deutlich länger als die Kopfkapsel ist (beachte jedoch *Italochrysa italica* (ROSSI) Kap. 5.1)

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

b) Thorax und Abdomen der *L2* und *L3* tragen beborstete Tuberkeln (*L1:* Borstengruppen)

c) Der Larvenkörper ist tropfenförmig (vor Häutungen lang gestreckt), das Abdominalende ist spitz auslaufend.

Der larvale Habitus folgender Neuropteren- und Käferfamilien Mitteleuropas ähnelt dem der Chrysopiden: Hemerobiidae, Myrmeleonidae, Ascalaphidae; Coccinellidae, Dytiscidae, Staphylinidae. In Tabelle 1 sind drei augenfällige Unterscheidungskriterien aufgelistet.

Chrysopidae	Mandibel deutlich länger als die Kopfkapsel	Mandibel zahnlos	mit beborsteten Tuberkeln an Abdomen und Thorax
Hemerobiidae	+ −	+	−
Myrmeleonidae[a])	+	−	+
Ascalaphidae[a])	+	−	+
Dytiscidae[b])	+	+	−
Coccinellidae	−	+	+
Staphylinidae[c])	+ −	+ −	+ −

Tab. 1: Übersicht der wichtigsten larvalen Unterscheidungsmerkmale habituell ähnlicher Insektenfamilien: a) terrikol; b) aquatisch; c) soweit verglichen, treffen bei keiner untersuchten Art alle drei Merkmale gleichzeitig zu; + = zutreffend, − = nicht zutreffend.

3.2 Externe Morphologie der Chrysopidenlarven

Der Inhalt dieses Kapitels soll das zur Freilanddiagnose notwendige Basiswissen im Mindestumfang vermitteln. Weiterführendes zur allgemeinen Larvalmorphologie der Familie Chrysopidae bringt GEPP 1984 und ausführliche Beschreibungen der erwähnten Arten GEPP (in prep.).

Die frisch geschlüpften *L1* (= 1. Larvenstadium) sind zumindest teilweise farblos durchscheinend, die Beine und Borsten wirken überdimensional groß. Nach der ersten Nahrungsaufnahme können sich die Larven verfärben; zumindest der Darminhalt gibt der *L1* einen Farbton. Eine bei manchen Arten bereits im *L1*-Stadium vorhandene dorsale Pigmentierung des Vertex und des Körpers kann sich mit zunehmendem Alter der *L1* verstärken.

Die Kopfkapseln aller drei Larvenstadien sind dorsal zur Gänze und ventral mit Ausnahme weniger Verbindungshäute chitinisiert und mit mehr oder weniger kräftigen Borsten besetzt. Deutlich von der Kopfkapsel abgegliedert sind die Antennen, die Labialpalpen sowie Mandibeln und Maxillen.

Die Kopfkapsel ist beiderseits lateral mit je sechs meist dunklen Ozellen besetzt. Der dorsale Kopfteil wird durch eine 3ästige Sutura gegliedert. Zahlreiche Arten haben zumindest als *L2* und *L3* dunkle dorsale Kopfzeichnungen, die weitgehend artspezifisch sind. Die ventrale Kopfpartie ist meist gering oder nicht pigmentiert. Die Beborstung der Kopfkapsel ist ebenfalls arttypisch, variiert jedoch innerartlich in Stellung, Zahl und Symmetrie. Die *L1* mancher Arten verfügen über einzelne besonders lange Borstenpaare.

Mandibeln und Maxillen bilden zusammengelegt zangenförmige Saugrohre. Insbesondere die Spitzen der Maxillen sind mit mehreren Sinnesborsten und Sinnesorganen besetzt. Bei den meisten untersuchten Arten sind die Mandibeln apikal mikroskopisch fein gesägt.

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

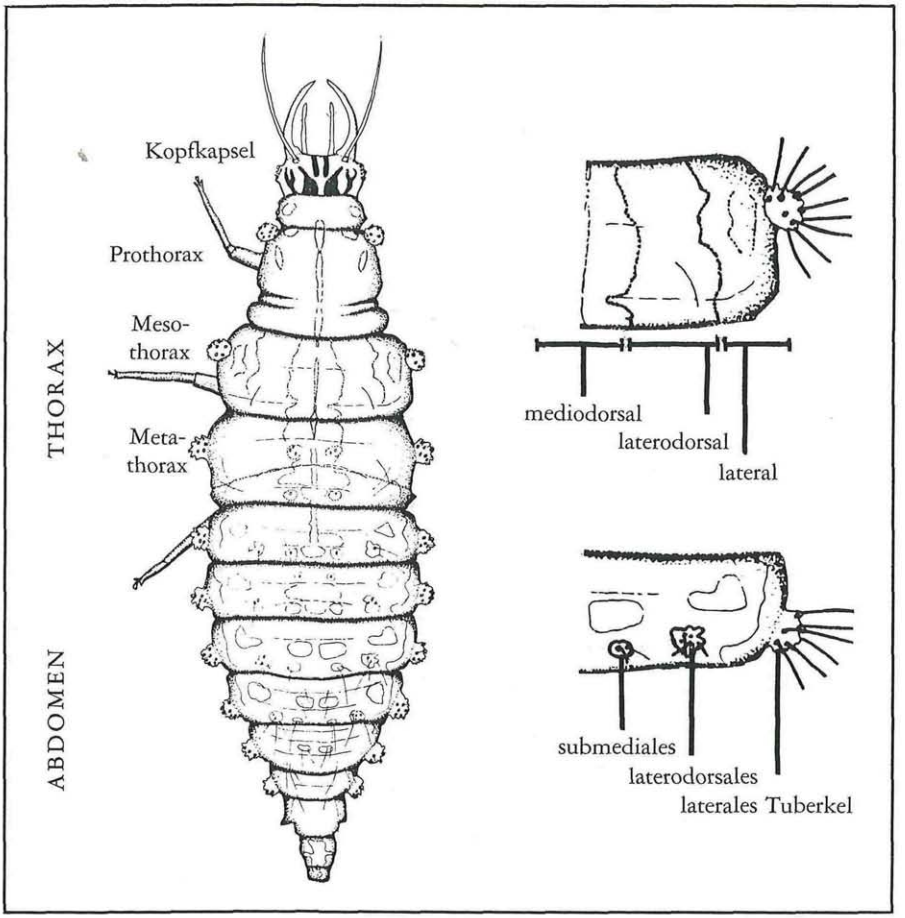


Abb. 1: Für die Differenzialdiagnose wesentliche Körperteile und Lagebezeichnungen *(Chrysopa walkeri* McL., *L3)*.

Die Labialpalpen sind zumindest dreigliedrig. Das Grundglied ist zumeist kurz und verdickt; der darauf folgende Mittelteil kann je nach Art in sieben bzw. mehr Subglieder geteilt sein; innerartliche Variationen sind bekannt. Die Labialpalpen sind bei allen untersuchten Arten geborstet und insbesondere an der Spitze mit Sinnesorganen besetzt.

Die fadenförmigen Antennen sind länger als die Mundwerkzeuge. Die Antennen gliedern sich in vier Abschnitte, wovon der basale kurze Teil zumindest auf einem erhabenen Sockel der Kopfkapsel aufsitzt. Apikal enden die Fühler in relativ dünnen Borsten mit stiftförmigen Sinnesorganen. Teile der Fühlerglieder (selten alle) sind von einer schraubenförmigen Feinstruktur überzogen.

Der Körper der typischen Chrysopiden-Larve ist tropfenförmig mit spitz zulaufendem Abdominalende. Die *L1* sind weniger, die *L2* und vor allem die *L3* sind mit zahlreichen Borsten besetzt, die je Chrysopidengattung und -art mehr oder weniger deutlich ausgebildet sind. Die artspezifische, ansonsten aber stark unterschiedliche Färbung der Larven beruht überwiegend auf Farbstoffeinlagerungen in subepidermalen Schichten und auf durchscheinenden Farbstoffen der Gewebe- und Verdauungsorgane. Mit Ausnahme von Blau sind von

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at
Chrysopidenlarven alle Farben als Körperfarben bekannt. Die Medianfascie ist meist hell umsäumt, wobei in der Mitte oftmals das dunkle Rückengefäß erkennbar ist. Die deckentragenden Larven sind dorsal meist weiß bzw. hellgrau. Der von der Decke nicht überragte Prothorax kann aber deutlich dunkler pigmentiert sein.

Die Larven besitzen drei Thorakal- und zehn Abdominal-Segmente. Die drei Thorakalsegmente sind größer als die Abdominalsegmente; von Ersteren entspringen auch die drei Beinpaare.

Die Beborstung der Larven kann recht unterschiedlich sein. Die deckentragenden Larven sind dorsal mit einer größeren Anzahl sog. Angelhaare (hakenförmig gebogene Borsten) ausgestattet. Sie dienen zum Halten der Schutzdecke. Die deckenlosen Larven haben vor allem lateral Borstenkonzentrationen.

Die drei Beinpaare der Chrysopiden-Larven sind strukturell weitgehend ähnlich. An fünf deutlich erkennbaren Gliedern schließt ein kompliziert gebauter Pretasus an, der eine Verankerung der Beinspitzen am Substrat mit Hilfe eines Klauenpaares, mehrerer Borsten und eines Saug-Haftapparates ermöglicht. Das Verhältnis Beinlänge zur Körperlänge ist je Art und Stadium recht unterschiedlich. Nadelbaumbewohnende Arten neigen zu klammerförmigen Beinstellungen, laubholzbewohnende drücken Beine und Körper eng und flach an das Substrat an.

3.3 Unterscheidung der Larvenstadien

Da die meisten *L1* der mitteleuropäischen Chrysopidenarten keine deutliche bzw. dauerhafte Färbung zeigen, bzw. ihre geringe Größe eine Freilanddiagnose weitgehend ausschließt, wurde auf eine Einbeziehung der *L1* in den Bestimmungsschlüssel 0–□ 1–31 verzichtet.

Auch die *L2* sind im Freiland mit Hilfe des 0–□ 1–31 nur bedingt determinierbar, so daß für eine sichere Artzuweisung die Zucht bis zur *L3* empfohlen wird (Kap. 5.4.2).

Zur Bestimmung der Larvenstadien werden in Tab. 2 drei Parameter gegenübergestellt. Der Überschneidungsbereich der *L2* und *L3* (Kopfkapselbreite zwischen 0,6 und 0,7 mm) betrifft die Gattungen *Tjederina, Hypochrysa* und *Nineta,* die untereinander durch Vergleich der Farbtafeln klar trennbar sind.

	Kopfkapsel-breite	Körper-länge	Beborstung der lateralen Tuberkeln
1. Larvenstadium *L1*	0,2–0,5 mm	1,3–4 mm	2–3 Borsten
2. Larvenstadium *L2*	0,4–0,7 mm	3,5–6,5 mm	zahlreich
3. Larvenstadium *L3*	0,6–1,3 mm	5–13 mm	zahlreich

Tab. 2: Zur Unterscheidung der Larvenstadien mitteleuropäischer Chrysopiden.

3.4 Besonders häufige Arten

Aufgrund der deutlichen Dominanz weniger Arten wird empfohlen, vor Verwendung des Determinationsschlüssel 0–□ 1–31 die Fotos folgender häufiger (h) Arten zu vergleichen:

	(Farbtafel / Foto Nr.)
Chrysoperla carnea (STEPH.)	*(1 / 1+2)*
Nineta flava (SCOP.)	*(2 / 3)*
Chrysopa perla (L.)	*(3 / 4)*
Chrysopa septempunctata (WESM.)	*(3 / 3)*
Chrysotropia ciliata (WESM.)	*(7 / 1+2)*
Anisochrysa prasina (BURM.)	*(8 / 3)*
Anisochrysa ventralis (CURT.)	*(8 / 2+4)*

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

3.5 Biotoppräferenzen als weiterführende Artspezifika

Bei Kenntnis der bewohnten Straten oder Wohnpflanzenarten ist eine wesentliche Einengung des in Frage kommenden Artenspektrums möglich (Vorsicht: Erwachsene *L3* suchen zur Verpuppung oberflächliche Bodenschichten auf und durchwandern auf dem Weg dorthin die Krautschicht!):

Larven stammen von	Einengung auf folgende Determinationsziffern:
Krautschicht:	0⊸□ 16a, 19a, 23–26
Nadelbäumen:	0⊸□ 9, 14a, 16, 21a, 29
Laubbäumen und Sträuchern:	0⊸□ 8a, 11, 22a, 27

Tab. 3: Einengung des Determinationsschlüssels 0⊸□ 1–31 durch Kenntnis des bewohnten Stratums oder der Wohnpflanzenart.

4. Schlüssel 0⊸□ 1–31 zur Identifikation lebender Chrysopidenlarven (*L3* und *L2* z. T.) Mitteleuropas

Der Bestimmungsschlüssel 0⊸□ 1–31 ist dichotom aufgebaut, so daß in jedem Fall mit Determinationspunkt 0⊸□ 1a begonnen werden kann und auch ohne ökologische Zusatzdaten prinzipiell jede *L3* und die meisten *L2* Mitteleuropas bestimmbar sind. Die wesentlichen Bestimmungsmerkmale sind im Text und bei den Fotos mit Pfeilen (⟶) gekennzeichnet.

Verwendete Abkürzungen:

h = häufig
m = mäßig häufig
s = selten
ss = sehr selten
● = dominierende Körperfarbe
(⟶) = siehe Pfeil auf Farbtafeln

K = Krautschicht
N = Nadelbäume (Koniferen)
L = Laubbäume und Laubsträucher
L1, L2, L3: Larvenstadien 1 bis 3
(1/1) . . . (8/4): 1. Ziffer = Farbtafel, 2. Ziffer = Foto Nr.

Bestimmungsschlüssel 0⊸□ 1–31

Larven mit „Tarndecken"

0⊸□ 1a Larve mit Decke . . . (Farbtafeln *6, 7, 8*) 2
–b ohne Decke oder nach ihrer Entfernung 5

0⊸□ 2a Decke verbirgt die Larve vollkommen
(7/2) . . . . . *Chrysotropia ciliata*
–b Decke verbirgt 40–80% des Larvenkörpers 3

0⊸□ 3a Decke besteht aus wenigen relativ großen Pflanzenteilen
(6/2–4) . . . . . *Nothochrysa* 14
–b . . . aus zahlreichen, kleinen Pflanzenteilen und Beutetierhäuten 4

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

0–□ 4a Decke verbirgt etwa 75% der Larve ..... *Anisochrysa* 29
–b ... kaum mehr als die hintere Hälfte der Larve
Cunctochrysa albolineata . 28

Larven ohne „Tarndecken"
(einschließlich deckentragender Arten nach Entfernung der Decken)

0–□ 5a Grün als eine der Hauptfarben (einschließlich Grau-grün) 8
–b Grün fehlt (ev. kleine gelbgrüne Flecken)..... 6

0–□ 6a Rote Farbtöne (Rosa, Orange, Rotbraun) zumindest in Thorakalflecken vorhanden 10
–b Rote Farbtöne fehlen 7

0–□ 7a Dunkelbraun als dominierende Körperfarbe (jedoch ohne Rosa oder Rot!) .. 16
–b Weiß oder (und) Hellgrau als dominierende Körperfarbe 27

● Grün als Hauptfarbe der Larven

0–□ 8a Körperoberseite zur Gänze grün
m ..... L ..... *(3/2)* ..... *Hypochrysa elegans*
–b Grün nur im dorsalen Mittelstreifen 9

0–□ 9a Dorsaler Mittelstreifen deutlich erkennbar
h ..... N .... *(1/4)* ..... *Nineta pallida*
–b Dorsaler Mittelstreifen fahl grau-grün; oft nur beim Drehen der Larve erkennbar .. m ..... N .... *(3/1)* ..... *Tjederina gracilis*

● Rote Farbtöne in Thorakalflecken vorhanden

0–□ 10a Rot und zugleich Gelb (Rotbraun, Fahlgelb) als dorsale Hauptfarben
L 11
–b Gelb fehlt 14

0–□ 11a Prothorax median mit einem geschlossenen (→) roten Fleck
m ..... L ..... *(1/3)* ..... *Nineta vittata*
–b ... mit aufgelösten roten Flecken 12

0–□ 12a Abdomen etwa zur Hälfte rot (rotbraun) gefleckt
ss ..... L ..... *(2/1)* ..... *Nineta carinthiaca*
–b ... von Gelb dominiert, mit rotem lateralen Band 13

0–□ 13a Die lateralen roten Bänder sind am Meso- und Metathorax (→) leicht verstärkt; Grundfärbung: fahlgelb
h ..... L ..... *(2/3)* ..... *Nineta flava*
–b ... nur am Metathorax (→) deutlich verstärkt; Grundfärbung: kräftiges Gelb
ss ..... L ..... *(2/2)* ..... *Nineta guadarramensis*

0–□ 14a Körperoberseite (nach Entfernung der Tarndecke) zur Gänze rosa oder orange
m ..... N .... *(6/3)* ..... *Nothochrysa capitata*
–b ... mit dunkelbraunen Flecken 15

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

0–□ 15a Meso- und Metathorax (→) zentral rot
h ..... L ..... *(3/3)* ..... *Chrysopa septempunctata*
–b ... zentral dunkelbraun; mit lateralen roten Flecken (→); Deckenträger
m ..... L ..... *(6/2+4)* .... *Nothochrysa fulviceps*

● Dunkelbraun als dominierende Körperfarbe
(jedoch ohne Rosa oder Rot am Thorax)

0–□ 16a Helle gelbliche laterale Flecken an allen 3 Thorakalsegmenten (→); bei dunklen Exemplaren mit fast gänzlich braunem Körper verbleiben zumindest die Tuberkeln heller als sonstige Körperteile (→)
... besonders häufig .. KNL .. *(1/1+2)* .... *Chrysoperla carnea*
–b keines oder nur ein Thorakalsegment ist lateral heller als die sonstige Körperzeichnung 17

0–□ 17a Nur Mesothorax lateral hell, Metathorax deutlich dunkel
h ..... LN ... *(3/4)* ..... *Chrysopa perla*
–b Mesothorax lateral nicht oder wenig heller als Metathorax 18

0–□ 18a Prothorax lateral heller als Metathorax (→)
s ..... L ..... *(2/4)* ..... *Nineta inpunctata*
–b ... nicht heller 19

0–□ 19a Mesothorax mit isoliertem dunklen Querstreifen (→)
s ..... K .... *(6/1)* ..... *Chrysopa nigricostata*
–b ... ohne deutlich erkennbaren Querstreifen 20

0–□ 20a Meso- und Metathorax (→ *4/1*) medio-lateral auffallend dunkel gefleckt .. 21
–b ... ähnlich sonstiger Körperfärbung 24

0–□ 21a Nichtgefleckte Körperpartien hellgrau
m ..... N .... *(4/1)* ..... *Chrysopa dorsalis*
–b ... weiß oder gelb 22

0–□ 22a Kopfzeichnung mit 2 Zick-Zack-Bändern (→)
s ..... L ..... *(L2: 4/3)* .... *Chrysopa viridana*
–b ... mit eher geraden Bändern 23

0–□ 23a Laterale Tuberkeln des Meso- und Metathorax (→) weiß
m ..... L+K . *(4/2)* ..... *Chrysopa formosa*
–b ... grau (→) s ..... K .... *(4/4)* ..... *Chrysopa walkeri*

0–□ 24a Medio-dorsal ein heller Streifen deutlich erkennbar 25
–b ... kein deutlicher Längsstreifen, jedoch mit fleckigem Muster 26

0–□ 25a am Mesothorax (→) median ein mittelgroßer heller Fleck (ev. zweigeteilt)
ss ..... K .... *(L2: 5/3)* .... *Chrysopa hungarica*
–b ... nur einzelne kleine Flecken
s ..... K .... *(5/2)* ..... *Chrysopa commata*

0–□ 26a An den Abdominalsegmenten 1–5 (→) sind je 4 deutlich helle Tuberkeln erkennbar
s ..... K .... *(5/4)* ..... *Chrysopa abbreviata*
–b ... nur 2 helle Tuberkeln deutlich erkennbar (→)
m ..... K .... *(5/1)* ..... *Chrysopa phyllochroma*

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

● Weiß oder (und) Hellgrau als dominierende Körperfarbe (Tarndeckenträger!)

0–□ 27a Weiß oder Hellgrau als dominierende Färbung; prothorakale Tuberkeln gestielt ..... (→ *7/1*) 28
–b ... nicht gestielt (→)
m ..... L ..... *(7/4)* ..... *Cunctochrysa albolineata*

0–□ 28a Prothorakale Tuberkeln apikal nur geringfügig verdickt (→); Körper fast gänzlich weiß
h ..... L ..... *(7/1)* ..... *Chrysotropia ciliata*
–b ... deutlich keulenförmig verdickt 29

0–□ 29a Tuberkeln des Meso- und Metathorax basal (→) mit dunklen Flecken
h ..... L+N . *(8/2+4)* .... *Anisochrysa ventralis*
–b ... ohne deutliche Flecken 30

0–□ 30a Stigma des Mesothorax (→ *8/1*) mit vulkanförmig erhobenen Stigmen ... 31
–b ... mit flach mündenden, kreisförmigen Stigmen
m ..... L ..... *(7/3)* ..... *Anisochrysa flavifrons*

0–□ 31a Mesothorax hauptsächlich weiß
h ..... L+N . *(8/3)* ..... *Anisochrysa prasina*
–b ... schwarz s ..... L ..... *(8/1)* ..... *Anisochrysa inornata*

5. Ergänzende Erläuterungen

5.1 Kurze Charakteristik der mitteleuropäischen Chrysopidenarten

Die folgenden „Steckbriefe" bringen kurze Hinweise, die zur Erleichterung und Bestätigung der Determinationen beitragen sollen. Die Nomenklatur und Reihung folgt ASPÖCK, ASPÖCK & HÖLZEL 1980. Eine detaillierte Besprechung aller Chrysopiden Mitteleuropas, worin auch weitere Angaben zur Biologie und Ökologie zu finden sind, bringt GEPP (in prep.).

Nothochrysa fulviceps (STEPHENS); *(6/2+4)*

Bewohnt Laubbäume vor allem in sonnenexponierten Tal- und Randlagen – lokal mitunter häufig – träge Larven – Deckenträger (Decke aus relativ großen Teilen von Knospen, Rindenschuppen etc.) – maximale Länge der erwachsenen (lebenden) Larve 10 mm.[1])

Nothochrysa capitata (FABRICIUS); *(6/3)*

Vor allem in aufgelockerten, südhangigen Föhrenwäldern anzutreffen – die Larven können lokal in größerer Stückzahl geklopft werden – träge Larven – Deckenträger (Decke aus mittelgroßen Materialien, oft mit Raupenkot und Flechtenstücken) – maximale Körperlänge der erwachsenen Larve 10 mm.

Hypochrysa elegans (BURMEISTER); *(3/2)*

Bewohner vor allem kolliner Randlagen unter 500 m – Laubbaumbewohner *(Fagus* und *Carpinus)* – die Larven sind wesentlich seltener zu beobachten als die Imagines – die Larven wirken sehr beweglich – maximale Körperlänge der erwachsenen Larve 6 mm.

[1]) Längenangaben bei den folgenden Arten beziehen sich jeweils auf *lebende* Larven in Ruhestellung. Tote Larven sind dehnbar und mitunter um 1 bis 3 mm länger!

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

[*Italochrysa italica* (Rossi)]

Die Verbreitungsgrenze von *Italochrysa italica* tangiert die Südwestgrenze Mitteleuropas. Die Larven dieser halbparasitisch lebenden Art bewohnen Ameisennester der Art *Crematogaster scutellaris*. Die *L3* wurde von Principi 1946 ausführlich beschrieben und abgebildet. Ihre Mundwerkzeuge sind im Gegensatz zu allen mitteleuropäischen Chrysipidenarten kürzer als die Kopfkapsel. *Italochrysa italica* ist im 0⊸□ 1–31 aufgrund dieser ökologischen, morphologischen und geographischen Sonderstellung nicht berücksichtigt.

Nineta flava (Scopoli); *(2/3)*

Ein typischer Bewohner von (auch einzelstehenden) Laubbäumen z. B. an Gewässerrändern, in Alleen und Parkanlagen *(Tilia, Acer)* – mitunter in hohen Dichten – die Larven sind, verglichen mit den Arten anderer Gattungen, wesentlich größer (gilt für alle Arten der Gattung *Nineta)* – angriffslustig – maximale Körperlänge 12 mm.

Nineta guadarramensis (Pictet); *(2/2)*

Lediglich ein Nachweis aus Mitteleuropa – in Mittelitalien in der Macchie häufig – große Larven: maximale Länge 12 mm.

Nineta vittata (Wesmael); *(1/3)*

Laubholzbewohner, vor allem an Laubsträuchern, aber auch in Parks und an Waldrändern; mäßig häufig – die Larven sind sehr aggressiv – maximale Körperlänge der Larve 11 mm.

Nineta carinthiaca (Hölzel); *(2/1)*

Extrem seltener Bewohner von Laubsträuchern, zumeist in wärmebegünstigten Lagen – in Europa bisher nur aus Kärnten und Steiermark nachgewiesen – maximale Körperlänge der Larve 11 mm.

Nineta inpunctata (Reuter); *(2/4)*

Seltener Strauchbewohner – Imagines insbesondere an Waldrändern – maximale Körperlänge der Larve 10 mm.

Nineta pallida (Schneider); *(1/4)*

Häufige Leitform der Fichtenmonokulturen – selten an *Pinus* – *L2* bräunlich; überwintert als *L2* – maximale Körperlänge der Larve 10 mm.

Chrysotropia ciliata (Wesmael); *(7/1+2)*

Häufiger Bewohner von Laubwäldern und Sträuchern – auch in Auwäldern und feuchten Schluchten – lokales Massenauftreten Hunderter Larven je Baum – besiedelt vor allem im Tal gelegene und kolline Bereiche – Deckenträger mit regelmäßig aufgebautem, halbkugelförmigem Schild aus kleinen Pflanzenteilen – Larve auch nachtaktiv – maximale Körperlänge der Larve 5 mm.

Chrysopa perla (Linnaeus); *(3/4)*

Euryök; Laub- und Nadelholzbewohner – Imagines an Kahlschlägen und Wegrändern sehr häufig – Larven mitunter auch im Unterwuchs – Larven aggressiv – maximale Körperlänge der Larve 8 mm.

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

Chrysopa walkeri (McLachlan); *(4/4)*

Bewohnt (Halb-) Trockenrasen und verbuschte Mähwiesen in wärmebegünstigten Tal- und Hanglagen – lokales Auftreten; selten – maximale Körperlänge der Larve 8 mm.

Chrysopa dorsalis (Burmeister); *(4/1)*

Vorkommen auf Föhren beschränkt, dort jedoch mitunter häufig, vor allem in wärmebegünstigten Lagen – maximale Körperlänge der Larve 8 mm.

Chrysopa hungarica (Klapalek); *(5/3)*

Bewohner der niederen Vegetation – mit höheren Wärmeansprüchen – extrem selten – bisher nur *L1* und *L2* vom Ei gezüchtet – erwachsene Larven (aufgrund der Zeichnung der *L2)* vermutlich ähnlich *Chrysopa walkeri.*

Chrysopa abbreviata (Curtis); *(5/4)*

Seltene Leitart mäßig bewachsener Schotterbänke von Gebirgsbächen bis zu Flüssen der Ebene – an niederer Vegetation, aber auch an niederen *Salix*-Gebüschen – Larven eher träge – maximale Körperlänge der Larve 7 mm.

Chrysopa formosa (Brauer); *(4/2)*

Lebt an Laubhölzern, aber auch krautiger Vegetation – nahezu nur in wärmebegünstigten Lagen – an der Südgrenze Mitteleuropas häufiger – maximale Körperlänge der Larve 7 mm.

Chrysopa phyllochroma (Wesmael); *(5/1)*

Bewohner von Mäh- und Feuchtwiesen sowie Halbtrockenrasen; auch in krautreichen Äckern – lokal häufig, insbesondere im Süden Mitteleuropas – maximale Körperlänge der Larve 7 mm.

Chrysopa commata (Kis et Ujhelyi); *(5/2)*

Lebt in der niederen Vegetation, vor allem in krautreichen Äckern – nur im Süden und Osten Mitteleuropas häufiger, sonst nur vereinzelt – bevorzugt wärmere Lagen – maximale Körperlänge der Larve 7 mm.

Chrysopa viridana (Schneider); *(4/3)*

Bewohnt Laubbäume und -sträucher in wärmebegünstigten Lagen – selten – maximale Körperlänge der Larve 7 mm.

Chrysopa nigricostata (Brauer); *(6/1:* nach Brauer 1850)

Besiedelt die niedere Vegetation, vor allem steppenartige Flächen – die Larve wurde bisher nur von Brauer 1850 beschrieben und in Farbe abgebildet (siehe Reproduktion).

Chrysopa septempunctata (Wesmael); *(3/3)*

Euryök – lebt auf Laubbäumen, vor allem auch in Obstkulturen – lokales Massenauftreten – maximale Körperlänge der Larve 9 mm.

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

Anisochrysa flavifrons (BRAUER); *(7/3)*

Lebt an Laubbäumen und -sträuchern (auch an Obstbäumen) – mäßig häufig – Deckenträger: aus pflanzlichen und tierischen Materialien – maximale Körperlänge der Larve 5 mm.

Anisochrysa inornata (NAVAS); *(8/1)*

Auwaldbewohner, jedoch auch an Obstbäumen nachgewiesen – selten – in Mitteleuropa bisher nur aus der Steiermark und dem Burgenland bekannt – Deckenträger: Decke aus pflanzlichen und tierischen Materialien; die Decke kann 2mal so hoch sein wie der Larvenkörper – maximale Körperlänge der Larve 5 mm.

Anisochrysa prasina (BURMEISTER); *(8/3)*

Euryök; an Laub- und Nadelhölzern – häufig, auch in Parks und Obstgärten – Deckenträger: aus pflanzlichen und tierischen Materialien – maximale Körperlänge der Larve 5 mm.

Anisochrysa ventralis (CURTIS); *(8/2+4)*

Bewohnt Nadel- und Laubbäume und Sträucher – häufig – Deckenträger: die eher unregelmäßige Decke ist aus tierischen und pflanzlichen Materialien aufgebaut – maximale Körperlänge der Larve 5 mm.

Tjederina gracilis (SCHNEIDER); *(3/1)*

Auf Koniferen beschränkt, vor allem an Fichte und Tanne – Larven im Gegensatz zu den Imagines selten anzutreffen – Larven träge – maximale Körperlänge der Larve 6 mm.

Chrysoperla carnea (STEPHENS); *(1/1+2)*

Extrem euryök – in allen Straten und Lagen – dominierende Chrysopidenart Mitteleuropas – auch in Obstgärten, Mais- und Getreidefeldern etc. – allgemein häufig, lokal extrem zahlreich – aggressive Larven – maximale Körperlänge der Larve 7 mm.

Cunctochrysa albolineata (KILLINGTON); *(7/4)*

Bewohner von Laubbäumen und Sträuchern; auch in Parks – mäßig häufig – Deckenträger: aus tierischen und pflanzlichen Materialien; überdeckt kaum mehr als die Hälfte des Larvenkörpers – maximale Körperlänge der Larve 6 mm.

5.2 Variation der Färbungsmerkmale

Die Färbung und Zeichnung der Larven variiert aus folgenden Gründen:

a) Genetisch differenzierte Rassen (die Variationsbreiten liegen jedoch zumeist innerhalb des interspezifischen Merkmalsrahmens; siehe auch TAUBER 1974).

b) Unterschiedliches Nahrungsspektrum (z. B. dunkle Aphiden als Nahrung).

c) Magere und hungernde Larven erscheinen meistens in der Grundfärbung dunkler und die Zwischenräume der Zeichnungsstrukturen sind kleiner.

d) Innerhalb der *L3* gibt es beachtliche Größenunterschiede, je nachdem, ob die Larven sich frisch gehäutet haben oder ob sie sich dem Verpuppungsstadium (Präpuppe) nähern; einige Tage vor dem Einspinnen wird die Grundfärbung meist heller (selten dunkler), die Larve insgesamt steifer und wirkt „aufgeblasen".

e) Deckenträger insbesondere der Gattung *Anisochrysa* NAKAHARA sondern dorsal wachsartige Schuppen ab, die primär dunkle Körperpartien (Prothorax) weißlich decken.

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

Die bei starker Reizung abgegebenen, klebrigen Ausscheidungen der Chrysopidenlarven sind meist hellbraun, rot oder dunkelgrün. Es kommt vor, daß Larven sich selbst damit unregelmäßig beflecken. Das klebrige Siphonensekret aus den „Honigröhren" der Aphiden (Abwehrreaktion) ist meist kugelförmig und beeinflußt das Gesamtbild der Larven kaum.

Im allgemeinen reicht keine der genannten Ursachen a) – e) aus, das Gesamtbild der Larven so zu verändern, daß Fehldeterminationen wahrscheinlich werden.

f) Pilz- und Virusinfektionen können die Färbung lebender Larven binnen Stunden auslöschen und die Larven gänzlich braun bis schwarz färben. Sofern sich die Larven nicht gänzlich in eine breiige Flüssigkeit auflösen, kann hier nur die Alkoholkonservierung und spätere chaetotaktische Determination weiterführen. Von entomophagen Hymenopteren parasitierte Larven verfärben sich meist nur allmählich und sind längerfristig determinierbar.

5.3 Inter- und intraspezifische Unterschiede bei der Wahl des „Tarndecken"-Materials

Die Larvendecken der mitteleuropäischen Arten der Gattungen *Nothochrysa* McLachlan und *Chrysotropia* Navas sind einerseits aus pflanzlichen Kleinstrukturen aufgebaut, die der Gattungen *Anisochrysa* Nakahara und *Cunctochrysa* Hölzel aus Exuvien oder leergesaugten Aphiden etc., durchmischt mit pflanzlichen Kleinstrukturen.

Freilandfunde von *Nothochrya capitata* hatten bisher ausschließlich rötlichbraune Knospenschuppen und selten auch leere Coleophoriden-Säcke als Deckenmaterial.

Chrysotropia ciliata überdeckt ihren Körper zur Gänze mit einem Schild aus hellen Trichomen oder einzelnen dunklen Rindenschuppenteilen. Der Anteil letzterer variiert, so daß innerhalb einer Population eines Baumes recht unterschiedlich aussehende Larvendecken vorzufinden sind. Die für diese Art typische Gesamtüberdeckung des ganzen Larvenkörpers ist aber bei zumindest 95% der Freilandlarven vorhanden bzw. wird nach Verlust innerhalb weniger Stunden oder Tage erneut aufgebaut.

Die Arten der Gattungen *Anisochrysa* verwenden unterschiedliche Materialien zum Deckenbau und tragen selbst in der Natur ihre eigenen Exuvien als Deckenbestandteile mit. Die Variationsbreite der Materialzusammensetzung ist groß – typisch dafür ist die Unregelmäßigkeit der Deckenform und eine zumindest 75%ige Überdeckung der Larven. Allerdings gibt es z. B. bei *Anisochrysa prasina* auch (pathologische?) Rassen, deren Larven keine Decken tragen. *Anisochrysa inornata* hingegen baut mitunter als *L2* Decken, die in ihrer Höhe zuweilen die Larven um das Zweifache übertreffen.

Die Decken von *Cunctochrysa albolineata* ähneln im Aufbau denen der Arten von *Anisochrysa,* sind jedoch zumeist kleiner (halbe Körperoberfläche).

5.4 Methodische Hinweise

5.4.1 Ruhigstellung der Larven zur Determination und zum Transport

Zur Ruhigstellung der Larven im Freiland reicht meist eine Federstahlpinzette oder eine Eprouvette mit wenigen Millimetern Durchmesser und optisch einwandfreiem Boden. Durch Einschieben einer Filzkugel in das Glasrohr kann man die Larve an ein Ende der Eprouvette drängen und sie so mit der fixierten Larve leicht nahe an die Lupe heranführen.

Zur Determination können unruhige Larven mit Essigäther-Dämpfen (kein direkter Kontakt mit der Flüssigkeit!) kurzfristig betäubt werden. Ihre Färbung verändert sich dabei nur unwesentlich. Durch Essigäther getötete Larven verfärben sich jedoch innerhalb weniger Minuten und werden schließlich nach Stunden dunkelbraun.

Beim Transport vom Feld bis ins Labor ist darauf zu achten, daß die lebenden Larven keiner Überhitzung oder keinem Sauerstoffmangel ausgesetzt sind. Tablettengläser mit Filzpapier und Luftlöchern im Stöpsel verwenden und vor direkter Sonneneinstrahlung schützen!

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

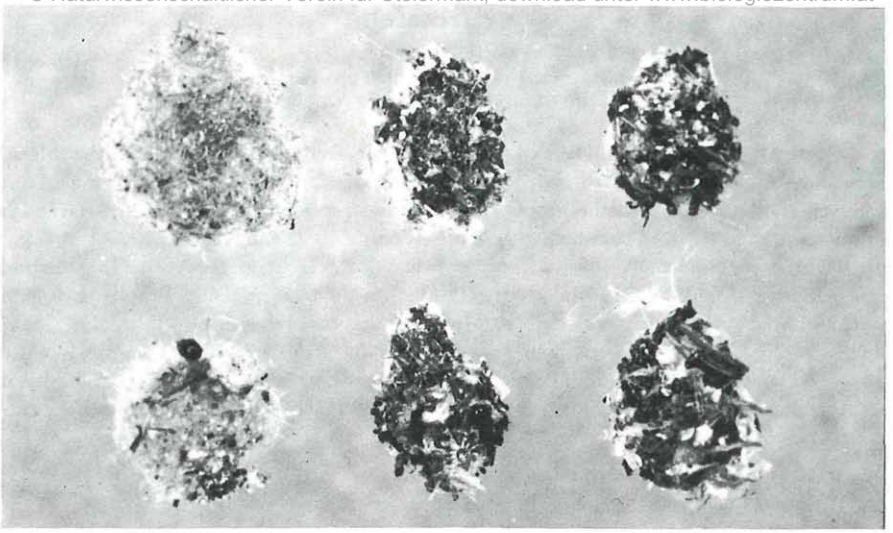


Abb. 2: Variationsbreiten der „Tarndecken" von *Chrysotropia ciliata* (WESM.) (*L3*, 5fach vergrößert).

Im Labor kann man die lebenden Larven, die in Gläsern transportiert werden, mit diesen etwa eine Stunde in einen Kühlschrank (7° C) geben, man erreicht damit zur Determination eine Ruhigstellung der Larven, ohne sie dadurch zu schädigen.

5.4.2 Weiterzucht undeterminierbarer *L1* und *L2*

Beim Vorliegen von *L1* und undeterminierbarer *L2* wird die Zucht bis zur *L3* empfohlen, die mit Ausnahme der Arten mit determinativ festgelegten Diapausen relativ leicht durchführbar ist. Dazu werden die Junglarven in kleine Plexiglasbehälter mit Filzpapier gegeben und mit tiefgefrorenen Blattläusen (täglich wechseln!) oder mit lebenden Blattläusen auf abgeschnittenen Pflanzenstücken versorgt. Durch Abkühlen der Larven mit ihren Behältern auf Kühlschranktemperatur können sie bis zu 14 Tage ohne Nahrung bleiben; bei längerem Aufenthalt besteht Vertrocknungsgefahr! Letztere kann durch Einlegen feuchter Fliesstreifen verhindert werden, vergrößert jedoch die Gefahr des Keimens von „Schimmelpilzen", dem auch die Larven zum Opfer fallen können.

5.4.3 Konservierbarkeit der Lebendfarben

Die Lebendfarben der Chrysopidenlarven sind nach rascher Tiefkühlung unter −15°C langfristig, zumindest über mehrere Monate hinweg haltbar. Nach dem Auftauen verfärben sich derart konservierte Larven jedoch innerhalb weniger Minuten dunkelbraun. Desweiteren sind die Larven, besonders ihre Beine und Fühler im gefrorenen Zustand zerbrechlich bzw. bleiben es durch den Gefriertrocknungseffekt auch nach dem Auftauen. Derartig konservierte Tiere sind aufgrund ihrer Zerbrechlichkeit für die normale Alkoholkonservierung nicht besonders geeignet, so daß darauf zu achten ist, daß die Larven tiefgekühlt determiniert oder fotografiert werden. Dabei ist auf das kurzfristige Vereisen der Larven zu achten, wodurch die Farben verblassen oder die Färbung völlig überdeckt wird. In trockenen Räumen taut die Eiskristallschicht innerhalb kurzer Zeit; die verbleibenden kleinen Tautropfen verändern das Gesamtbild der Larven kaum.

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

6. Farbtafeln

Übersicht der abgebildeten Arten mit Bemerkungen über Material und Fototechnik

Das zur fotografischen Darstellung verwendete Tiermaterial stammt mit wenigen, erwähnten Ausnahmen aus Eizuchten. Auf die Provenienz der Imagines bzw. Larven wird mit Hinweis auf das Vorhandensein morphologisch differenzierbarer Rassen – die zum Teil auch als ökologisch unterscheidbare Rassen gelten – Wert gelegt (siehe Kap. 5.2).

Die beiliegenden Fotos wurden mit einer Exakta Varex IIb, dem Ihagee-Balgengerät und einem Sunpac-Ringblitz auf Kodachrom-25-Diafilm angefertigt. Die Larven waren zum Zeitpunkt der Aufnahme zumeist auf Kühlschranktemperatur gekühlt, um ihre Beweglichkeit einzuschränken und um übermäßige Erwärmung durch den Ringblitz zu vermeiden. Die Larven wurden mit Ausnahme der Dunkelfeldaufnahmen und Aufnahmen auf gleichfärbigem Untergrund jeweils auf dem Substrat sitzend abgebildet, das ihren Biotoppräferenzen entspricht.

Abgebildete Arten:

Nach Artnamen geordnet; mit Angabe der Herkunft; Nomenklatur nach ASPÖCK, ASPÖCK & HÖLZEL 1980:

	Farb-Tafel/Foto Nr.
abbreviata, Chrysopa; L3; Feldkirchen, Steiermark; Eizucht	*(5/4)*
albolineata, Cunctochrysa; L3; Radkersburg, Steiermark; Eizucht	*(7/4)*
capitata, Nothochrysa; L3; Rannach/N Graz, Steiermark; Eizucht	*(6/3)*
carinthiaca, Nineta; L3; Pfaffenkogel, Steiermark; Larvenfund	*(2/1)*
carnea, Chrysoperla; L3; Lannach, Steiermark; Eizucht	*(1/1)*
carnea, Chrysoperla (dunkle Form); *L2;* Leber/N Graz, Steiermark; Eizucht	*(1/2)*
ciliata, Chrysotropia; L3; Ilz, Steiermark; Eizucht	*(7/1+2)*
commata, Chrysopa; L2; Balatonberény, Plattensee, Ungarn; Eizucht	*(5/2)*
dorsalis, Chrysopa; L3; Straßgang/Graz, Steiermark; Eizucht	*(4/1)*
elegans, Hypochrysa; L3; Eichkogel/Mödling, Niederösterreich; Larvenfund	*(3/2)*
flava, Nineta; L3; Fischbach, Steiermark; Eizucht	*(2/3)*
flavifrons, Anisochrysa; L2; Pfaffenkogel, Steiermark, Eizucht	*(7/3)*
formosa, Chrysopa; L3; Rechnitz, Burgenland; Eizucht	*(4/2)*
fulviceps, Nothochrysa; L3; Straßgang/Graz, Steiermark; Larvenfund	*(6/2+4)*
gracilis, Tjederina; L3; Rannach/N Graz, Steiermark; Larvenfund	*(3/1)*
guadarramensis, Nineta; L3; Passo di Futta, Italien; Eizucht	*(2/2)*
hungarica, Chrysopa; L2; Eichkogel, Niederösterreich; Eizucht	*(5/3)*
inornata, Anisochrysa; L3; Mureck, Steiermark; Eizucht	*(8/1)*
inpunctata, Nineta; L3; Lannach, Steiermark; Eizucht	*(2/4)*
nigricostata, Chrysopa; L3; nach BRAUER 1850	*(6/1)*
pallida, Nineta; L3; Hradeč Kralove, ČSSR; Eizucht	*(1/4)*
perla, Chrysopa; L3; Rannach/N Graz, Steiermark; Eizucht	*(3/4)*
phyllochroma, Chrysopa; L3; St. Nikolai i. S., Steiermark; Eizucht	*(5/1)*
prasina, Anisochrysa; L3; Reinerkogel/Graz, Steiermark; Eizucht	*(8/3)*
septempunctata, Chrysopa; L3; Puntigam/Graz, Steiermark; Eizucht	*(3/3)*
ventralis, Anisochrysa; L3; Reinerkogel/Graz, Steiermark; Eizucht	*(8/2+4)*
viridana, Chrysopa; L2; Abbazia, Jugoslawien; Eizucht	*(4/3)*
vittata, Nineta; L3; Puntigam/Graz, Steiermark; Eizucht	*(1/3)*
walkeri, Chrysopa; L3; Straßgang/Graz, Steiermark; Eizucht	*(4/4)*

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

1/1: *Chrysoperla carnea, L3,* Länge: 7 mm

1/2: *Chrysoperla carnea, L2,* Länge: 5 mm

1/3: *Nineta vittata, L3,* Länge: 11 mm

1/4: *Nineta pallida, L3,* Länge: 10 mm

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

2/1: *Nineta carinthiaca, L3,* Länge: 11 mm

2/2: *Nineta guadarramensis, L3,* Länge: 12 mm

2/3: *Nineta flava, L3,* Länge: 12 mm

2/4: *Nineta inpunctata, L3,* Länge: 10 mm

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

©Naturwissenschaftlich-Medizinischer Verein in Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

3/1: *Tjederina gracilis, L3,* Länge: 6 mm

3/2: *Hypochrysa elegans, L3,* Länge: 6 mm

3/3: *Chrysopa septempunctata, L3,* Länge: 9 mm

3/4: *Chrysopa perla, L3,* Länge: 8 mm

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at
Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

4/1: *Chrysopa dorsalis, L3,* Länge: 8 mm

4/2: *Chrysopa formosa, L3,* Länge: 7 mm

4/3: *Chrysopa viridana, L2,* Länge: 5 mm

4/4: *Chrysopa walkeri, L3,* Länge: 8 mm

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

©Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

5/1: *Chrysopa phyllochroma, L3,* Länge: 7 mm

5/2: *Chrysopa commata, L2,* Länge: 5 mm

5/3: *Chrysopa hungarica, L2,* Länge: 5 mm

5/4: *Chrysopa abbreviata, L3,* Länge: 7 mm

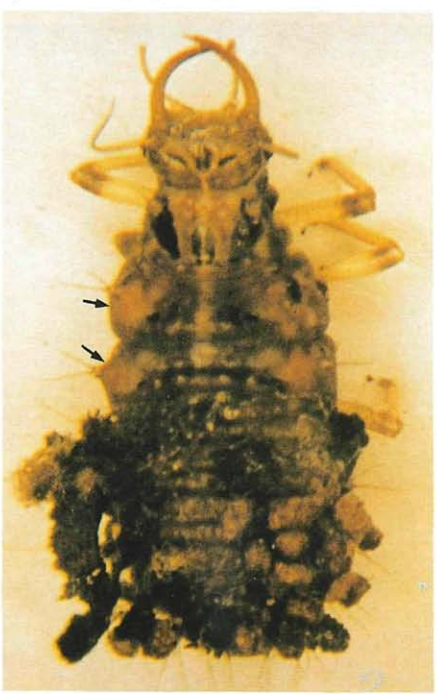
© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

6/1: *Chrysopa nigricostata, L3,* nach BRAUER 1850

6/2: *Nothochrysa fulviceps, L3,* Länge: 10 mm

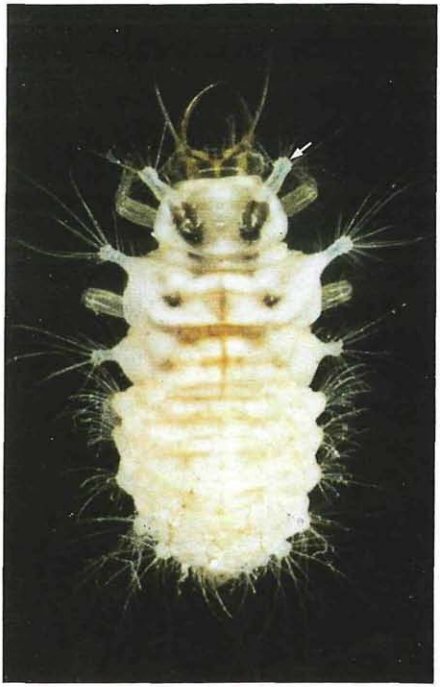
6/3: *Nothochrysa capitata, L3,* Länge: 10 mm
(Decke entfernt)



6/4: *Nothochrysa fulviceps, L3,* Länge: 10 mm
(Decke teilweise entfernt)

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

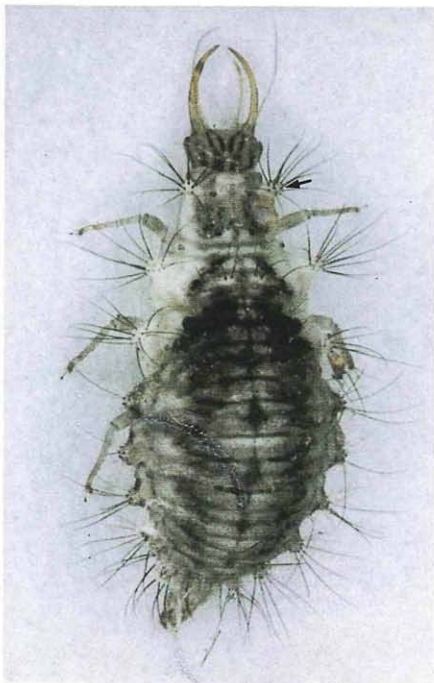
©Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at



7/1: *Chrysotropia ciliata, L3,* Länge: 5 mm

7/2: *Chrysotropia ciliata, L3,* Länge: 5 mm

7/3: *Anisochrysa flavifrons, L2,* Länge: 4 mm
(Decke teilweise entfernt)

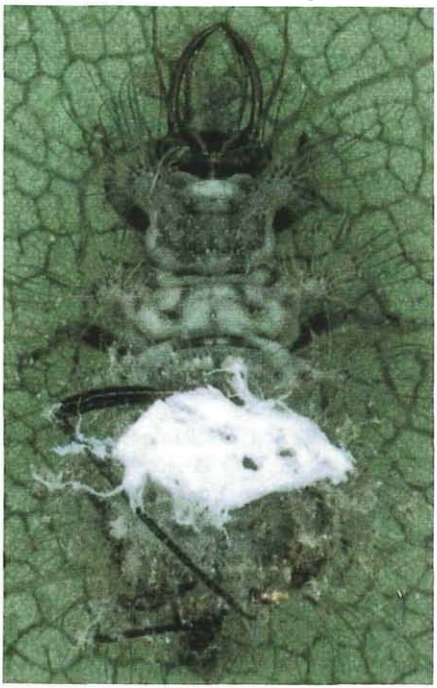


7/4: *Cunctochrysa albolineata, L3,* Länge: 6 mm
(7/1+4: Decke entfernt)

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

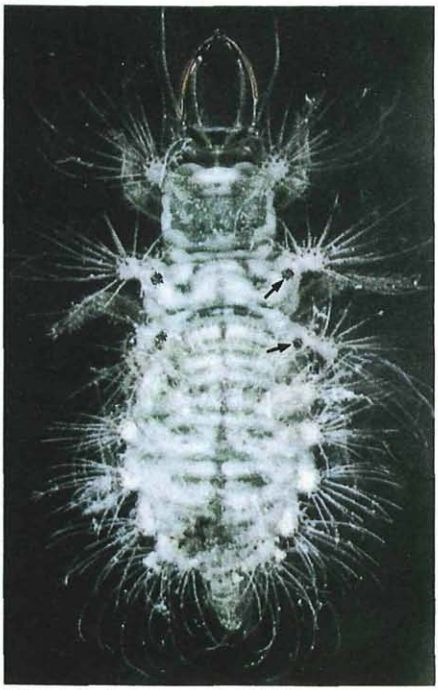
© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

8/1: *Anisochrysa inornata, L3,* Länge: 5 mm



8/2: *Anisochrysa ventralis, L3,* Länge: 6 mm

8/3: *Anisochrysa prasina, L3,* Länge: 5 mm



8/4: *Anisochrysa ventralis, L3,* Länge: 5 mm
(8/1, 3, 4: Decke entfernt; 2: teilweise)

© Naturwissenschaftlicher Verein für Steiermark; download unter www.biologiezentrum.at

7. Literatur

ASPÖCK H., ASPÖCK U. & HÖLZEL H. 1980. Die Neuropteren Europas. 2 Bde., 850 p., Goecke & Evers, Krefeld.

BRAUER F. 1850. Beschreibung und Beobachtung der oesterreichischen Arten der Gattung *Chrysopa*. – Haidinger Naturw. Abh. Wien 4 (4): 1–14.

GEPP J. (1983). Zum Erforschungsstand der Neuropteren-Larven der Erde (mit einer Übersicht der beschriebenen Larven). – In: GEPP J., ASPÖCK H. & HÖLZEL H. (ed.): Progress in World's Neuropterology. p. 183–220, Graz.

– (1984). Morphology and anatomy of the preimaginal stages of Chrysopidae: a short survey. – In: CANARD M. et al. (ed.): Biology of Chrysopidae. p. 9–19, Junk, The Hague.

– (in prep.). Biologie, Ökologie und Larvaltaxonomie der mitteleuropäischen Chrysopiden. – Sitzungsber. Österr. Akad. Wiss., Wien.

KILLINGTON F. J. 1937. A Monograph of the British Neuroptera II. – 306 p., Ray Society, 123, London.

PANTALEONI R. A. 1983. Riconoscimento in campo delle larve di Crisopidi. – Edagricole, Inf. Fitopat. 33(7/8):31–36.

PRINCIPI M. M. 1946. Contributi allo studio dei „Neurotteri" italiani. IV. *Nothochrysa italica* Rossi. – Boll. Ist. Ent. Univ. Bolognia, 15:85–102.

TAUBER C. A. 1974. Systematics of North American Chrysopid larvae: *Chrysopa carnea* group (Neuroptera). – Can., Ent., 106:1133–1153.

– 1975. Larval characteristics and taxonomic position of the lacewing genus *Suarius*. – Ann. ent. Soc. Amer., 68:695–700.

TSUKAGUCHI S. 1978. Description of the larvae of *Chrysopa* Leach (Neuroptera, Chrysopidae) of Japan. – Kôntyu, 46:99–122.

Anschrift des Verfassers: Dr. Johann GEPP, Institut für Umweltwissenschaften und Naturschutz der Österreichischen Akademie der Wissenschaften, Heinrichstraße 5, A-8010 Graz, Austria.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mitteilungen des naturwissenschaftlichen Vereins für Steiermark

Jahr/Year: 1983

Band/Volume: 113

Autor(en)/Author(s): Gepp Johannes

Artikel/Article: Schlüssel zur Freilanddiagnose mitteleuropäischer Chrysopidenlarven (Neuroptera, Chrysopidae). 101-132