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

Mitt. naturwiss. Ver. Steiermark	Band 116	S. 241–262	Graz 1986

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

Semidalis aleyrodiformis (STEPH., 1836) – Biologie, Ökologie und Larvenstadien (Planipennia, Coniopterygidae)

Von Johann GEPP und Claire STÜRZER

Mit 36 Abbildungen im Text

Eingelangt am 24. Juli 1986

Zusammenfassung: Die Coniopterygide *Semidalis aleyrodiformis* (STEPH., 1836) ist in Mitteleuropa an allen heimischen Strauch- und Laubbaumarten anzutreffen. In Obstbaumkulturen (insbesondere Birne und Zwetschke) und Weingärten konnten vielerorts hohe Dichten an Larven und Imagines festgestellt werden. Eine schädlingsdezimierende Funktion der räuberisch lebenden Art ist vor allem gegenüber wenig oder nicht vagilen Entwicklungsstadien (Eier, Junglarven) von Kleininsekten und Milben zu erwarten. Die träge Lebensweise der Larven von *S. aleyrodiformis* schließt jedoch eine Antagonistenfunktion gegenüber vagilen Stadien aus.

Die Höhenverbreitung von *S. aleyrodiformis* reicht in Mitteleuropa von Tallagen bis in 1100 m Seehöhe (vereinzelt bis 1500 m). Bei polyvoltiner Generationenfolge werden in Tallagen zwei Generationen (partiell drei) ausgebildet. Die Entwicklungsdauer umfaßt 9–23 Tage Eientwicklung, 18–35 Tage Entwicklungszeit für die drei Larvenstadien und 14 Tage bis 6 Monate für die Entwicklung im Kokon von der Präpuppe bis zur Puppe. Die Imagines haben Auftretensphasen von ca. zehn Wochen je Generation. Eine Imago kann während einer Eiablagephase (1—7 Tage) bis zu 46 Eier ablegen, danach ist die nächste Eiablagephase durch die langsame Eireife verzögert. Insgesamt sind in freier Natur selten mehr als 100 Eier je Weibchen zu erwarten. Die Larven aller drei Stadien sind relativ träge, kompakt gebaut und durch eine graue bis schwarze Fleckung von allen anderen mitteleuropäischen Coniopterygiden zu unterscheiden. Die Präpuppen und Puppen sitzen lateral abgeflacht in doppelmanteligen, weißen Gespinsten, die in flachen Hohlräumen angelegt werden.

Die Larvenstadien werden fotografisch und zeichnerisch dargestellt, die wesentlichen Lebensabschnitte beschrieben und die Habitatpräferenzen sowie die Phänologie besprochen.

Abstract: In Central Europe, the coniopterygid *Semidalis aleyrodiformis* (STEPH., 1836) can be found on all species of native deciduous trees and shrubs as well as on fruit-trees.

The distribution of *S. aleyrodiformis* in Central Europe covers the altitudes up to 1,100 m above sea level (sporadically even up to 1,500 m). This polyvoltine species produces two generations per jear. The development time ist 41–75 (260) days from oviposition to the emergence of the adult. The larvae of all three instars are relatively inert, stout, and differ from all other Central European species of Coniopterygidae by their grey or black spotting.

The larval instars are represented in photographs and drawings, the fundamental life stages are described, and the habitat preferences and the phenology are discussed.

1. Material

Grundlage der nachfolgenden Erläuterungen ist Beobachtungsmaterial aus vielen Teilen Mitteleuropas, insbesondere aus Österreich, Liechtenstein und Süddeutschland. In den letzten 15 Jahren wurden mehrere hundert Probenflächen zeitlich-

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

quantitativ besammelt und vor allem aus der Steiermark umfangreiches Datenmaterial zusammengetragen.

Neben Freilandfängen, die alle Stadien erfaßten, wurden auch Laborzuchten aller Stadien durchgeführt. Die Imagines und Larven wurden teils in Glasbehältern mit Plastikpfropfen, teils in Plastikbehältern für Blutkörperzählungen (Firma Greiner; Art.-Nr. 203 170) gezüchtet.

Als Zeichengrundlage dienten gezüchtete Larvenstadien, die teils mit dem Binokular, teils mit dem Mikroskop (ohne Berücksichtigung der Körperfärbung) gezeichnet wurden. Zur genaueren Abbildung der Kopfstruktur wurden Aufhellungen mit Kalilauge vorgenommen, um Durchlichtpräparate in Alkohol und Glyzerin zu erhalten.

Die Imagines wurden größtenteils mit Japannetzen erbeutet, die Larven mit Klopfschirmen. Die Imagines erscheinen auch (zumindest in der Schwärmphase) am UV-Licht. Die Larven können bei entsprechender Dichte auch direkt an den Bäumen bzw. Blättern visuell gesucht werden.

2. Methodik

2.1 Zuchtmethoden

Die Imagines von *S. aleyrodiformis* können einzeln in Plastikzuchtgefäßen im Ausmaß von 7 × 5 × 3 cm über Wochen hinweg (max. zehn Wochen) lebend erhalten werden. Im Inneren des Behälters werden Zellstofflagen (rauhe Papiertaschentücher oder Küchenrollen), Rindenstücke oder kleinere Fichtenzweige als Sitzmöglichkeiten angeboten. Winzige Apfelstücke und an der Decke abgestreifte Wassertropfen sorgen für das nötige Feuchtigkeitsangebot, kleine Marmeladeklumpen und kleine Blattläuse dienen als Nahrungsgrundlage. Für die Eiablage eignen sich halbtrockene Buchen-, Ahorn- und Eichenblätter, wobei vor allem die Blattkanten belegt werden. Ansonsten erfolgt die Eiablage auch an den inneren Verschlußkanten des Deckels, seltener an den Zellstofflagen oder direkt an glatten Plastikflächen. Zur Stimulierung.der Eiablage ist ein täglich zu erneuerndes Nahrungsangebot notwendig, wobei zeitweises Fehlen der Nahrung zum Anbeißen abgelegter Eier führt. Aus diesem Grunde ist es günstig, die Imagines während der Eiablagephase täglich in neue Zuchtgefäße zu übersiedeln, wobei die Eier in den älteren Zuchtgefäßen verbleiben.

Während der Eientwicklungsphase muß für ausreichende Feuchtigkeit, gleichzeitig jedoch für Dämpfung der Schimmelbildung gesorgt werden. Vor allem aus alten Nahrungsresten, toten Aphiden und Myzel-überzogenen Blatteilen können Myzelausläufer über die Microphylen in das Innere der Eier eindringen. Zu Ende der Eientwicklung muß mehrmals täglich geprüft werden, ob Junglarven geschlüpft sind. Ihnen ist raschest feuchtigkeitshaltige Nahrung anzubieten, da sie ansonsten vor allem bei trockenen Umgebungsverhältnissen binnen Stunden tödliche Trocknungsschäden erleiden. Als Primärnahrung sollen kleine, halbtrockene Apfelstücke, weichhäutige Kleininsekten bzw. dünnschalige Insekteneier angeboten werden. Künstliche Flüssigsubstrate eignen sich wenig, da durch Adhäsion die Junglarven an glattwandigen Plastikschalen kleben bleiben. Da sich die Larven zumeist an der Unterseite des Deckels aufhalten, soll die Nahrung vor allem dort befestigt werden. Dadurch ist es auch leichter möglich, durch Austauschen der Deckel alte Nahrungsreste (in zwei- bis dreitägigem Abstand) zu entfernen. Zur Larvalhäutung soll den Larven mehrfach

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

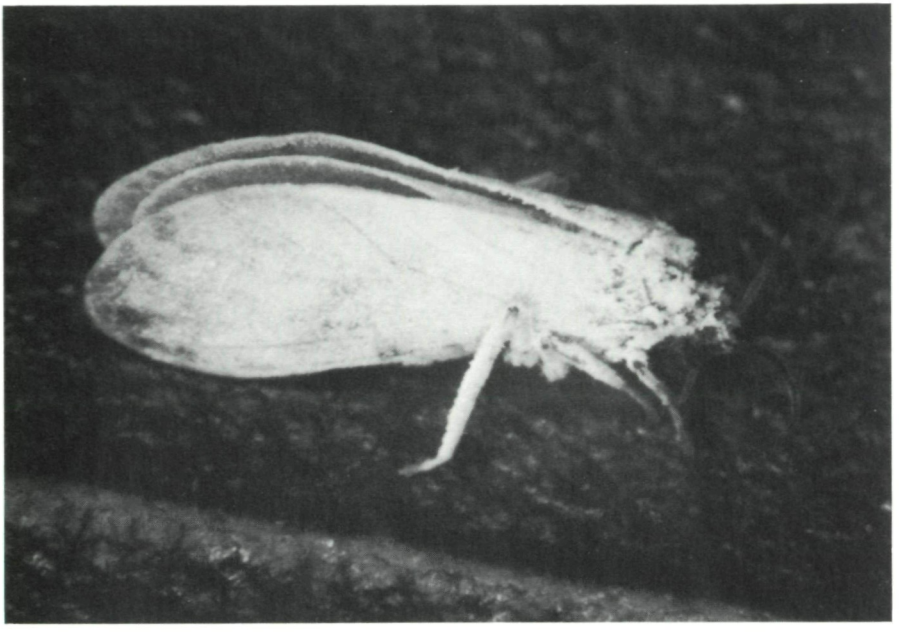


Abb. 1: Imago von *Semidalis aleyrodiformis* (STEPH., 1836) (natürliche Flügelspannweite: 6 mm).

zusammengelegter Zellstoff angeboten werden. Larvalkannibalismus kann bei *S. aleyrodiformis* als eher seltenes Phänomen bezeichnet werden und betrifft selbst bei geringstem Nahrungsangebot meist nur Larven, die kränklich oder während einer Häutungsphase invagil sind.

Die nahende Verpuppungsreife zeigen die Larven durch gesteigerte, mehrtägige Laufaktivitäten an. Diese Unruhephase wird durch Aufsuchen des Behälterbodens abgeschlossen, wo die erwachsenen Larven insbesondere an rechtwinkelig stehenden Innenkanten ihren Kokon errichten. Der Kokon besteht aus einem gröberen weißen Außengerüst und einem wesentlich kleineren, fast kreisrunden Innenkokon. Darin liegt die Präpuppe beengt und lateral abgeflacht, die Puppe in ähnlicher Stellung. Den schlüpfenden Imagines sollte zur besseren Entfaltung der Flügel eine Klettermöglichkeit in Form kleiner Zellstoffblätter angeboten werden.

2.2 Präparation

Die Imagines von *S. aleyrodiformis* wurden unpräpariert in Alkohol aufbewahrt. Zur genitalmorphologischen Determination wurden sie in Kalilauge aufgehellt und nach Wässerung in Glyzerin überführt.

Die Larven von *S. aleyrodiformis* wurden durch Ätherdämpfe (etwa 30–50 Sekunden Einwirkung) betäubt und durch Farbfotos dokumentiert. Langfristige Aufbewahrungsmöglichkeiten bieten unterschiedliche Tiefkühlmethoden; im allgemeinen genügt eine Tiefkühltruhe mit ca. – 20° C, um die Lebendfärbung über Jahre hinweg zu erhalten. Die wiederum aufgetauten Larven müssen allerdings innerhalb von Minuten fotografiert oder determiniert werden, da danach die Lebendfärbung schwindet. In Alkohol fixierte Larven verlieren meist sofort, bestenfalls nach Monaten ihre Lebendfärbung. Durch aufsteigende Konzentrationen von 50% bis 74%

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

Alkohol in destilliertem Wasser lassen sich zumindest die ursprünglichen Körperformen gut erhalten. Über mehrere Jahre in Alkohol aufbewahrte Coniopterygiden-Larven sind meist gänzlich dunkelgrau gefärbt und dann nur noch durch chätotaktische Merkmale differenzierbar.

3. Morphologische Diagnose der Larvenstadien

S. aleyrodiformis durchläuft eine relativ lange dauernde Eiphase, drei Larvenstadien, wobei die letzte Larve als Präpuppe einen Kokon baut, in dem sie sich zur Puppe häutet. Die Larvenstadien wurden textlich von KILLINGTON (1936) beschrieben. ROUSSET (1966) vermittelt die bisher einzige detaillierte und vor allem anatomisch-grafische Darstellung der Kopfkapsel der erwachsenen Larve.

Verwendete Abkürzungen:

Ant	Antennen	Lpl	Labialpalpus	Om	Ommatidien
Clp	Clypeus	Md	Mandibeln	Plg	Palpiger
Lm	Labrum	Mxsty	Maxillar-Stylus	SsAnt	Supra-antennale Borsten

3.1 Ei

Die Eier von *S. aleyrodiformis* sind zwischen 0,45 und 0,55 mm lang und ca. 0,2 mm breit. Frisch abgelegt sind sie weiß (hellweißlich-farblos). Ab der Mitte der Entwicklungszeit treten graue Flecken auf, die von weißen Zonen umgrenzt sind (im mittleren Drittel des Eies). Die weiße Fleckung wandert danach allmählich gegen das hintere Drittel. Die dorsale Fleckung des Eies ist unabhängig von der Substratlage (z. B. Ober- oder Unterseite eines Blattes) regelmäßig parallel und abgewandt zum

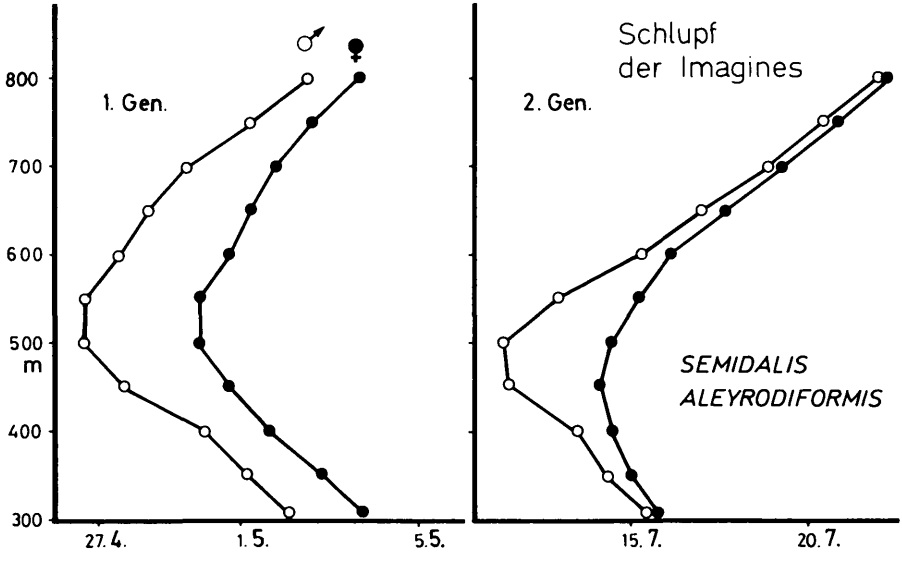


Abb. 2: Phänologie des Schlupfverlaufes der Imagines von *Semidalis aleyrodiformis* im Bereich des Grazer Berglandes (Männchen und Weibchen differenziert). Zwischen 450 und 600 m Seehöhe beeinflussen einstrahlungsbegünstigte Hanglagen die Phänologie (quantitative Bezugsbasis: siehe Abb. 3 und 4).

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

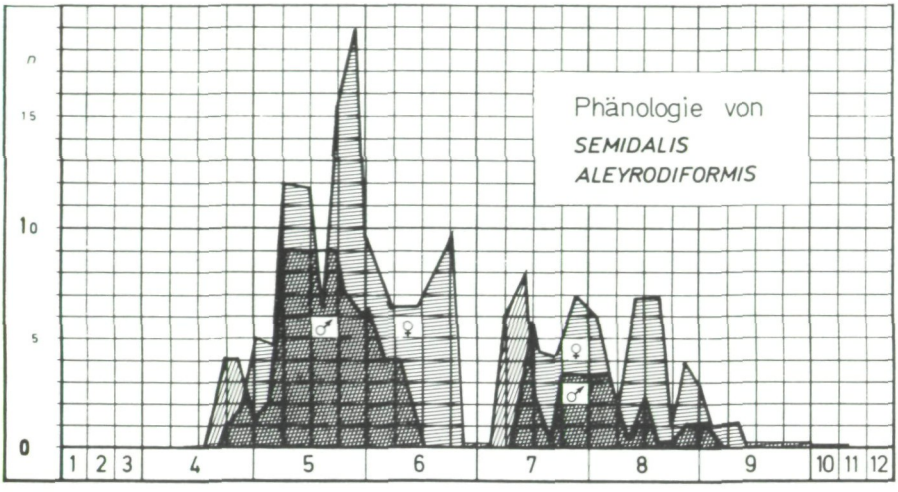


Abb. 3: Die Fanghäufigkeit der Imagines von *Semidalis aleyrodiformis* im Jahresverlauf (Grazer Bergland). Summe der Individuen: 412.

Substrat ausgerichtet. Kurz vor dem Schlüpfen der Junglarve erkennt man deren Larvenzeichnung deutlich; diese ist schon drei Tage vor dem Schlüpfen durch hellgrau-grüne und weißliche Fleckungen durchscheinend angedeutet. Die Mikrophyle bleibt bis zum Schlüpfen weiß.

Die Oberfläche der Eier ist erhaben strukturiert und zeigt einen schwachen Glanz. Im Binokular sind bei ca. 200facher Vergrößerung regelmäßige Strukturen zu erkennen (Abb. 5). Im Elektronenmikroskop zeigt sich eine Musterstruktur aus fünf- bis sechseckigen Waben, die die gesamte Eioberfläche überzieht. Bei 1000facher Vergrößerung erscheinen innerhalb der Wabenflecken kleine regelmäßige Vertiefungen (Abb. 10 + 11). Die Mikrophyle ist brustwarzenförmig ausgebildet. Der Eizahn der Junglarve ist deutlich erkennbar (Abb. 8).

3.2 Erstes Larvenstadium

Nach dem Schlüpfen der Junglarve bleibt ihr Eizahn im vorderen Drittel der Eihülle nahe der Mikrophyle deutlich hervorstehend erkennbar. Der Eizahn ist gegenüber der fast farblosen Eihülle weiß hervorgehoben. Die frisch geschlüpfte Junglarve weist deutliche weiße Flecken sowie farblose Partien auf, die durch hellgrünlich-graue Zonen aufgelockert werden. Der Kopf ist grau oder hellrötlich braun, die Fühler und Beine sind farblos. Die Augen heben sich rotbraun von der Kopfkapsel ab. Die für *S. aleyrodiformis* typische dunkle Ausfärbung der Körperpartien erfolgt einen Tag nach dem Schlupf.

Nach der ersten Nahrungsaufnahme nimmt die Junglarve eine tropfenförmige, längliche Form an, die in natura aber etwas kompakter ist als am Alkoholpräparat (Abb. 15) ersichtlich. Der Körper der Junglarve ist rundum, aber vor allem dorsal, mit leicht gekrümmten Borsten besetzt. Kopf und Beine sind mäßig dicht beborstet. Auch die Antennen und der Labialpalpus sowie das Labrum sind dicht mit kommaförmig gebogenen Borsten besetzt. Die Kopfkapsel weist beiderseitig je vier kugelförmige Ommatidien auf. Die Mundwerkzeuge (Mandibeln und Maxillen) sind nur an aufgehellten Durchlichtpräparaten zu erkennen (Abb. 18).

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

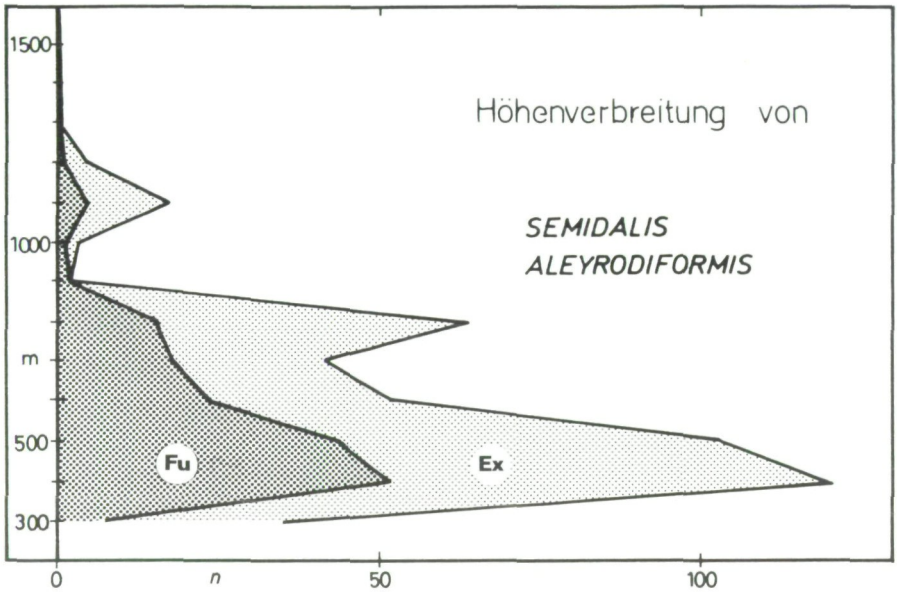


Abb. 4: Fanghäufigkeit (Exemplare = Ex) und Präsenz (mit Zahl der Fundorte = Fu) von *Semidalis aleyrodiformis* im Bereich des Grazer Berglandes. Summe der Individuen: 412; Summe der Fundorte: 151. Über 1200 m wurden nur Einzelexemplare festgestellt.

In der Abb. 16. ist die Dorsalansicht der Kopfkapsel, und in Abb. 18 die Ventralansicht mit Mundwerkzeugen dargestellt. Abb. 17 zeigt die Antennenglieder, Abb. 19 das Hinterleibsende und Abb. 20 das zweite Bein detailliert vergrößert.

3.3 Zweites Larvenstadium

Im zweiten Larvenstadium mißt die Larve je nach Ernährungszustand zwischen 1,1 und 2,1 mm Körperlänge. In der Färbung stellt sie ein „Mittelding" zwischen L1 und L3 dar. Die typische dorsale grau-weiße Fleckung ist wesentlich deutlicher ausgeprägt als bei der L1, jedoch nicht so dunkel wie bei der L3. Die Beborstung ist ähnlich der L1; die einzelnen Borsten stehen jedoch deutlich erhaben vom Körper ab und bilden so einen lockeren „Igel-Mantel". Beine, Kopfkapsel, Palpen und Antennen sind besonders dicht mit Borsten besetzt. Die Kopfkapsel ist in den Abb. 22 (ventral) und Abb. 23 (dorsal) dargestellt. Abb. 24 zeigt eine Dorsalansicht des Labialpalpus und Abb. 25 eine Vergrößerung des ventralen Tastfeldes des Labialpalpus. In Abb. 26 und Abb. 27 wird der Häutungsvorgang im Kopfkapselbereich und an einem Bein angedeutet.

3.4 Drittes Larvenstadium

Die L3 wirkt nach der Häutung relativ klein und wurde in den Zuchten relativ oft mit mittelgroßen L2 verwechselt. Die Beine sind aufgrund des kompakteren Körpervolumens von dorsal betrachtet an der Larve kaum noch zu sehen, obwohl sie seitlich abgestellt sind. Die Larvenzeichnung ist deutlich umgrenzt ausgebildet (Abb. 14 und Abb. 32). Die Unterseite der L3 ist ebenfalls schwarz und weiß gefleckt, wobei Schwarz und Weiß zu etwa gleichen Flächenteilen vorhanden sind (Abb. 32, links). Je nach Alter und Nahrungsaufnahme kann die dunkle Zeichnung der L3 sowohl in der

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

Form wie auch in der Farbe variieren. Im zentralen Körperbereich erkennt man kurz nach erfolgter Nahrungsaufnahme den dunkelbraun bis rötlichbraun durchscheinenden Nahrungsbrei. Neben der altersbedingten Variation der Körperfärbung wurde auch eine regional differenzierte Variationsbreite nachgewiesen (Abb. 32). Trotzdem bleibt der für *S. aleyrodiformis* typische Habitus bei allen Individuen erhalten. Lediglich bei parasitierten Exemplaren löst sich die Hell-Dunkel-Strukturierung in einen diffus umgrenzten Fleckenbrei auf.

Abb. 28 zeigt eine erwachsene L3 nach Aufhellung mit Kalilauge im Alkoholpräparat. Dementsprechend ist die Larve etwas länglicher als im lebenden Zustand, und die Lebendfärbung ist nicht mehr zu erkennen. In Abb. 29 wird eine Dorsalansicht der Kopfkapsel mit Details der Antennenglieder und des Labialpalpus gegeben, in Abb. 30 und Abb. 31 Ansichten der Mundwerkzeuge.

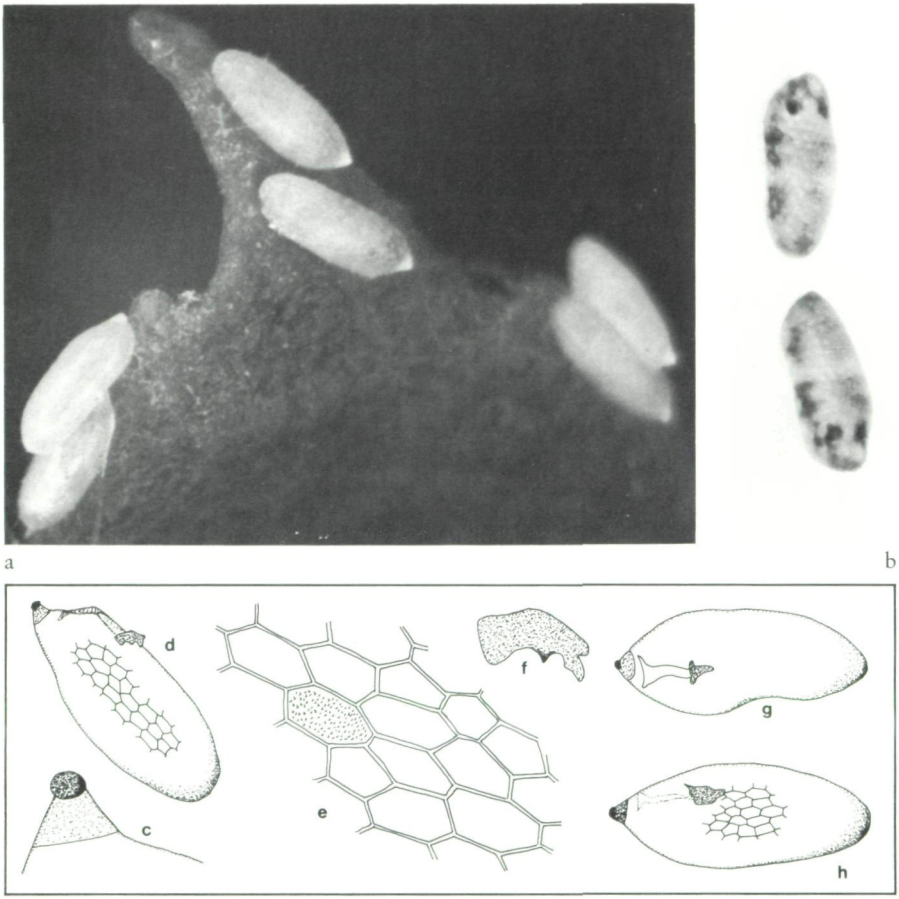


Abb. 5: Eier von *Semidalis aleyrodiformis*: a) Eier an einem Blatt; 3 Tage alt (links oben); b) 2 Eier am Rand eines Zuchtbechers; 8 Tage alt (rechts oben); c) Mikrophyle; d) angedeutete Oberflächenstruktur; e) vergrößerte Oberflächenstruktur (nach Binokularaufsicht); f) Eizahn; g) + h) Lage des Eizahnes und Schlüpföffnung.Natürliche Eilänge: 0,5 mm.

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

3.5 Kokon und Puppe

Der Kokon von *S. aleyrodiformis* wird zweihäusig angelegt. Er ist entweder kreisförmig abgeflacht oder an einer Innenkante halbkreisförmig mit rechtwinkeligen Bodenflächen gesponnen. Der innere Kokon ist dorsal betrachtet eiförmig, wobei für die Präpuppe und Puppe ein sehr beengter Raum zur Verfügung steht. Dementsprechend sind Präpuppen und Puppen im Kokon (Abb. 33 und Abb. 34) flachgedrückt und nahezu nicht beweglich. Das Kokongespinst ist weiß, dicht und nur teilweise durchscheinend.

Die Puppe ist kurz vor der Häutung grauweiß (Abb. 35). Detailstrukturen sind aufgrund der einheitlichen Färbung kaum erkennbar (Abb. 36).

4. Verbreitung und Biotoppräferenzen

S. aleyrodiformis ist von nahezu allen Staaten Europas nachgewiesen (ASPÖCK et al. 1980) und darüber hinaus über weite Teile Asiens bis Japan verbreitet (MEINANDER, 1972), wobei der taxonomische Status außereuropäischer Vorkommen noch einer Klärung zuzuführen ist.

In Mitteleuropa gilt *S. aleyrodiformis* unterhalb 1000 m Seehöhe als allgemein verbreitet. Aus der Steiermark sind beispielsweise mehr als 200 Fundpunkte bekannt (GEPP 1967, 1974, 1975, 1977).

S. aleyrodiformis kann in Mitteleuropa als extrem euryök gelten. Imagines wurden von nahezu allen untersuchten heimischen Laubsträuchern und -hölzern nachgewiesen, regional begrenzt auch von nahezu allen Nadelbaumarten Mitteleuropas! In wärmebegünstigten Hanglagen sind kurz nach der Schlupfphase der Imagines Massenauftreten zu beobachten, wobei sich schwärmende Imagines im Inneren von Baumkronen zu kleinen weißlichen Wolken scharen.

Die Larven sind vor allem von niederen Laubstraucharten durch Klopfen in Mengen zu sammeln. Von größeren Laubbäumen sind sie vor allem deshalb schwieriger zu erbeuten, da die Larven eine ausgesprochene Präferenz für hochliegende und sonnenbestrahlte Kronenbereiche aufweisen. Die von Nadelbäumen bisher nur vereinzelt nachgewiesenen Larvenvorkommen könnten zumindest in dichten Beständen mit der Lichtbevorzugung der Larven in Zusammenhang stehen. In der Zucht legen die Imagines ihre Eier auch gerne an Fichtennadeln, und die Larven können auf Fichtenzweigen leicht gezogen werden.

Die Einstrahlungsgunst nützend, besiedelt *S. aleyrodiformis* auch zahlreiche Obstbäume und -sträucher. Vor allem Birn- und Zwetschkenbäume können enorm hohe Imaginal- und Larvendichten aufweisen. Auch von Ribiselkulturen und von Weingärten liegen zahlreiche Nachweise aller Stadien vor.

5. Biologie

Mit der Biologie von *S. aleyrodiformis* hat sich bislang nur KILLINGTON 1936 (unter Mitberücksichtigung der Ergebnisse von WITHYCOMBE C. L.) befaßt. Kurzberichte lieferten mehrere Autoren (siehe ASPÖCK et al. 1980).

5.1 Entwicklungsablauf

S. aleyrodiformis durchläuft bei einer 10wöchigen Generationsdauer (über den Winter ca. 38 Wochen) eine ca. fünf Wochen währende Imaginalphase, die ab der

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

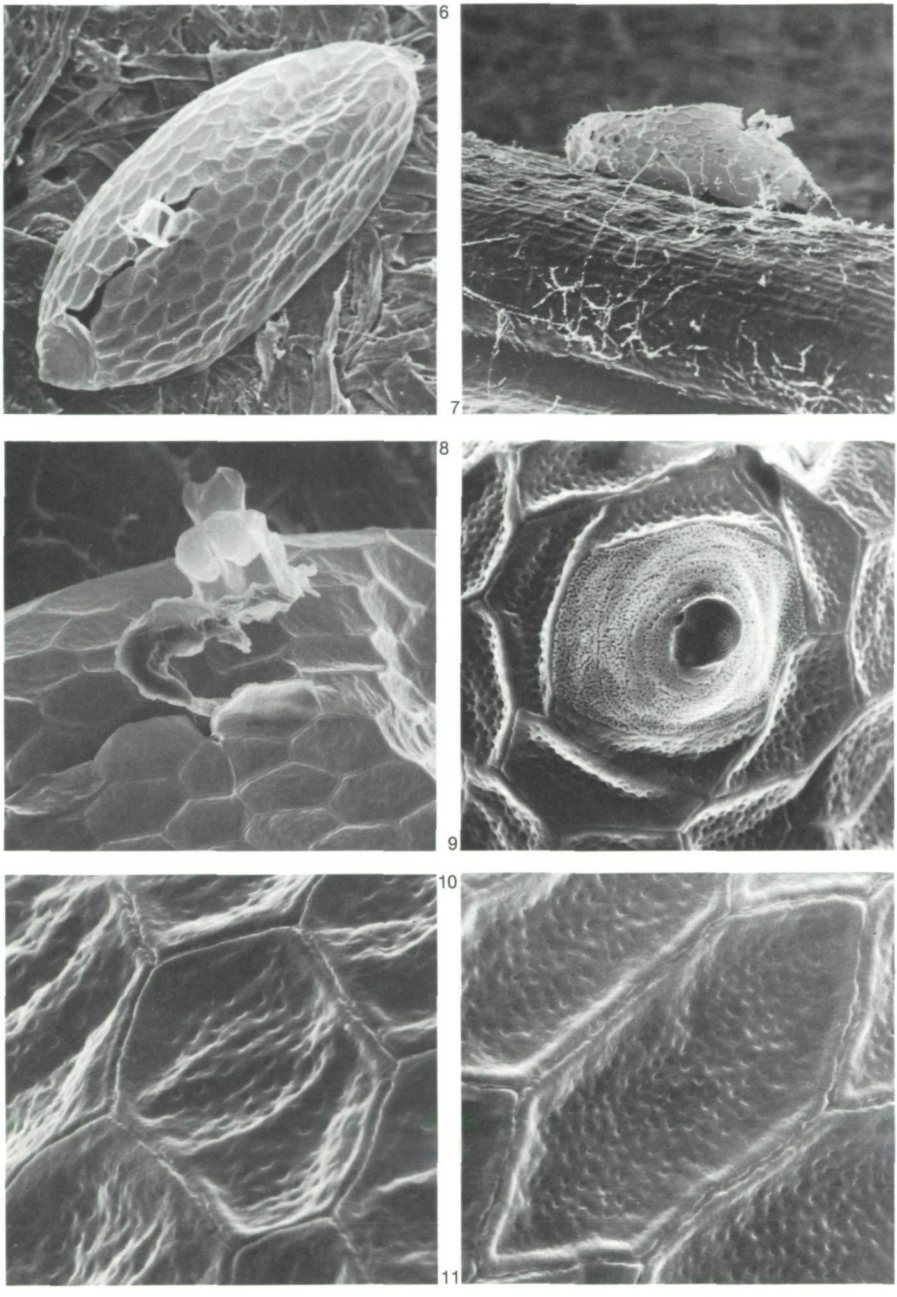


Abb. 6–11: Rasterelektronenmikroskopische Ansichten von Eiern von *Semidalis aleyrodiformis*: 6) dorsale Gesamtansicht des Eies (200fach); 7) laterale Ansicht des Eies auf einer Fichtennadel (100fach); 8) Eizahn (500fach); 9) Mikrophyle, Aufsicht (1000fach); 10) + 11) wabenförmige Oberflächenstruktur der Eier (2000fach). Die Fotos wurden in dankenswerter Weise am Zentrum für Elektronenmikroskopie in Graz (Leiter: Hofrat Dr. H. Horn) von Herrn Ing. H. Waltinger angefertigt.

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

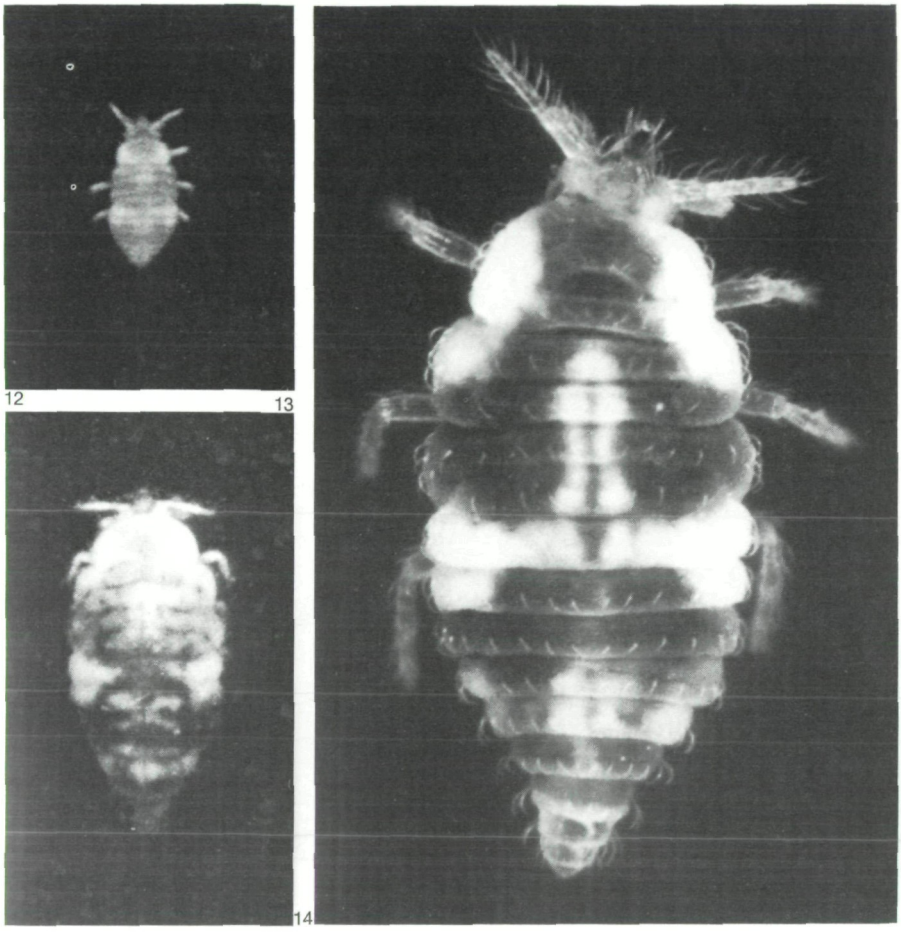


Abb. 12–14: Die Larvenstadien von *Semidalis aleyrodiformis*. 12) Erstes Larvenstadium; 13) zweites Larvenstadium; 14) drittes Larvenstadium (Fotos von lebenden Exemplaren: Dr. J. Gepp). Natürliche Länge: L1: 1,1 mm; L2: 1,8 mm; L3: 2,5 mm.

dritten Woche durch die Eiablage die nachfolgende Generation einleitet. Nach drei vagilen Larvenstadien folgt eine präpupale Phase, die im Sommer vier bis acht Tage und über den Winter mehr als sechs Monate dauert.

5.2. Eiablage

Die Eiablage von *S. aleyrodiformis* erfolgt immer einzeln, wobei an besonders günstigen Stellen mehrmals wiederkehrende Imagines auch mehrere Eier hintereinandergereiht deponieren (Abb. 5 a). Zur Eiablage werden exponierte Kantenränder von Blättern, selten erhabene Blattnerven und vereinzelt exponierte Trichome ausgewählt. An trichomreichen Felsenbirnenblättern wurden trichomarme Stellen an zentralen Stellen der Blattflächen bevorzugt. Bei Rotbuchenblättern wurden mehrere Eier etwa 0,5–1 mm neben den Blatträndern auf der Blattunterseite oder am Ende einzelner Trichome befestigt.

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

Abb. 15–20: Das erste Larvenstadium von *Semidalis aleyrodiformis*: 15) Gesamtansicht der Junglarve (natürliche Länge: 1,1 mm); 16) Details des Kopfes; 17) Fühler von ventral betrachtet; 18) Kopf mit Mandibeln und Maxillen von ventral betrachtet; 19) Hinterleibsende; 20) Beinansicht (alles Alkoholpräparate im Durchlichtmikroskop; Pigmentierung unberücksichtigt; gezeichnet von Dr. C. Stürzer).

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

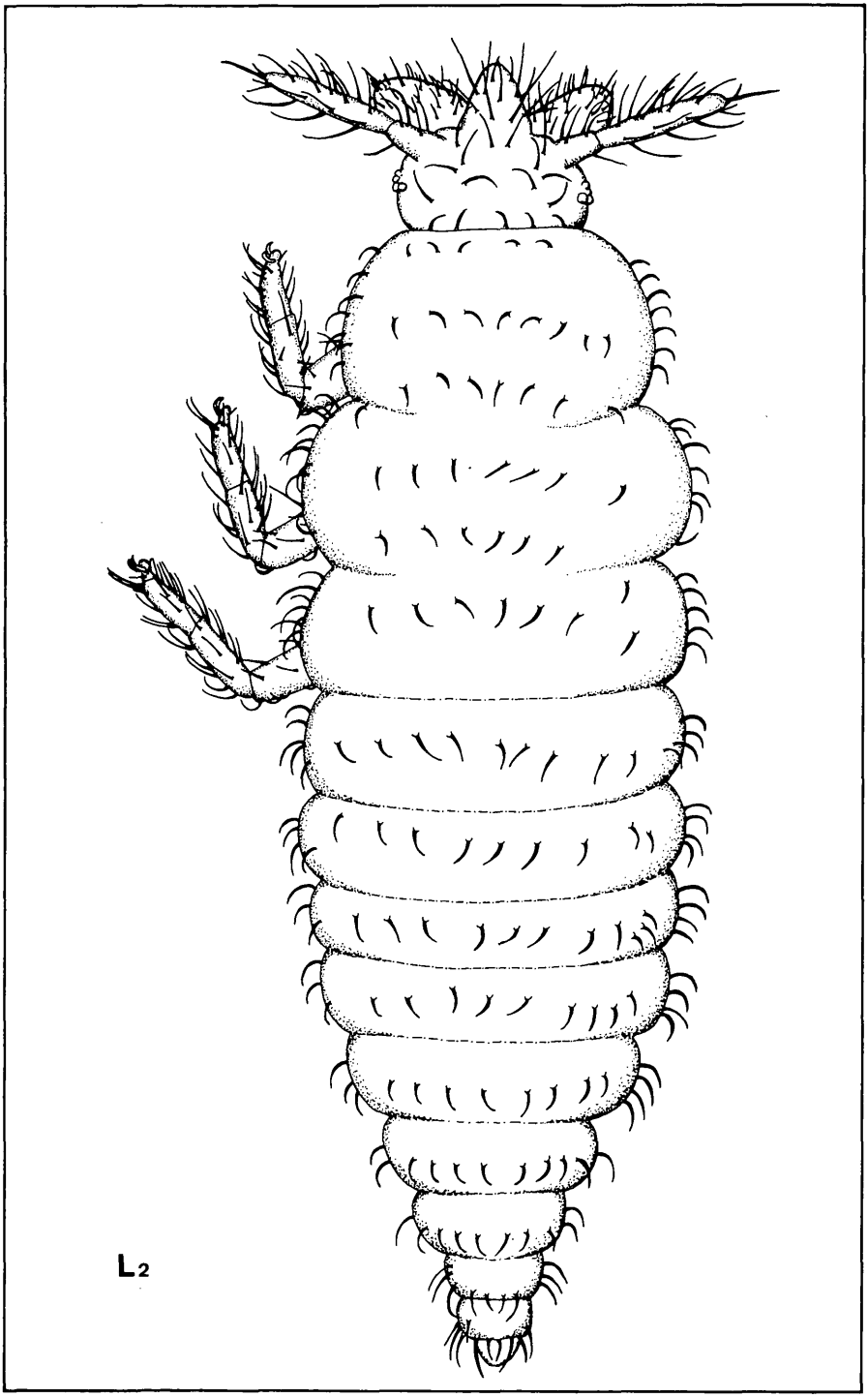


Abb. 21: Gesamtansicht des zweiten Larvenstadiums von *Semidalis aleyrodiformis* (Alkoholpräparat unter Berücksichtigung besonderer chätotaktischer Merkmale; Pigmentierung unberücksichtigt; natürliche Länge: 1,8 mm).

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

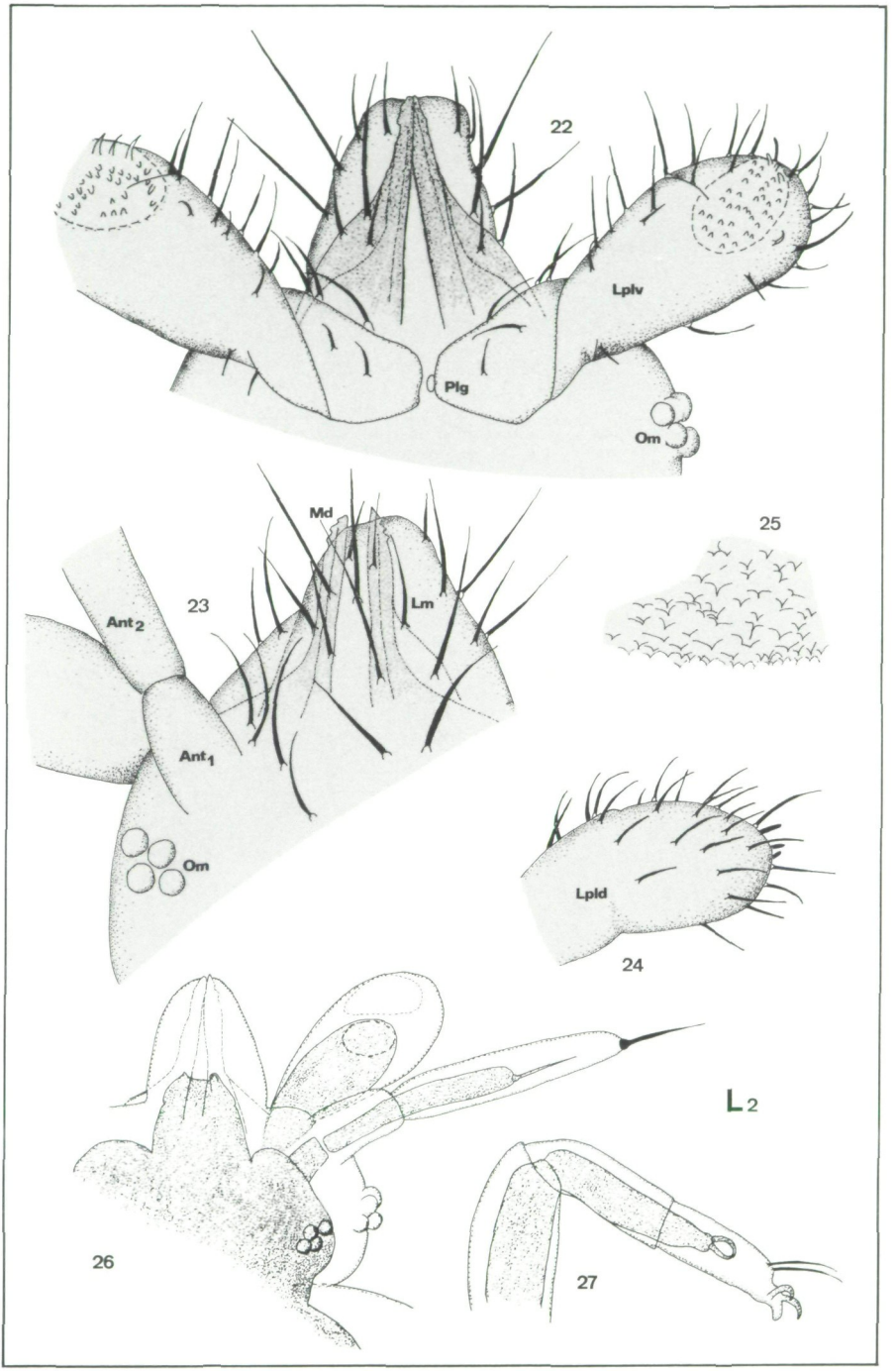


Abb. 22–27: Details der Larve von *Semidalis aleyrodiformis* im zweiten Stadium; 22) Kopfpartie ventral betrachtet; 23) Kopfpartie dorsal betrachtet; 24) Palpen dorsal betrachtet; 25) Feinstruktur der Oberfläche des Tastbereiches der Palpen; 26) + 27) Kopf und zweites Bein während der Häutungsphase vom zweiten auf das dritte Stadium (alles Alkoholpräparate im Durchlicht; Kopfkapselbreite: 0,29 mm).

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

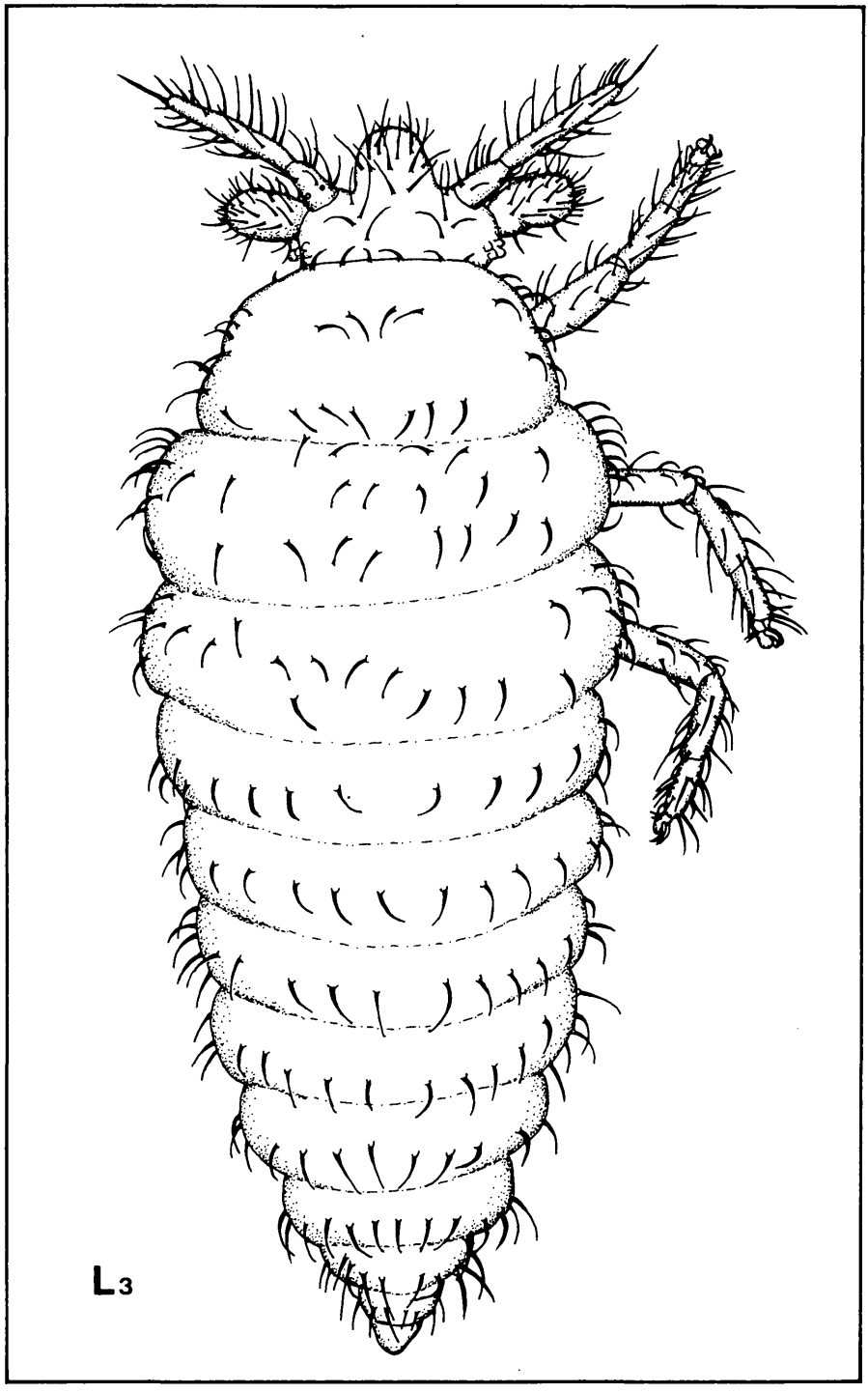


Abb. 28: Erwachsene Larve von *Semidalis aleyrodiformis* im dritten Stadium (Alkoholpräparat unter besonderer Berücksichtigung chätotaktischer Merkmale; natürliche Länge: 2,5 mm).

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

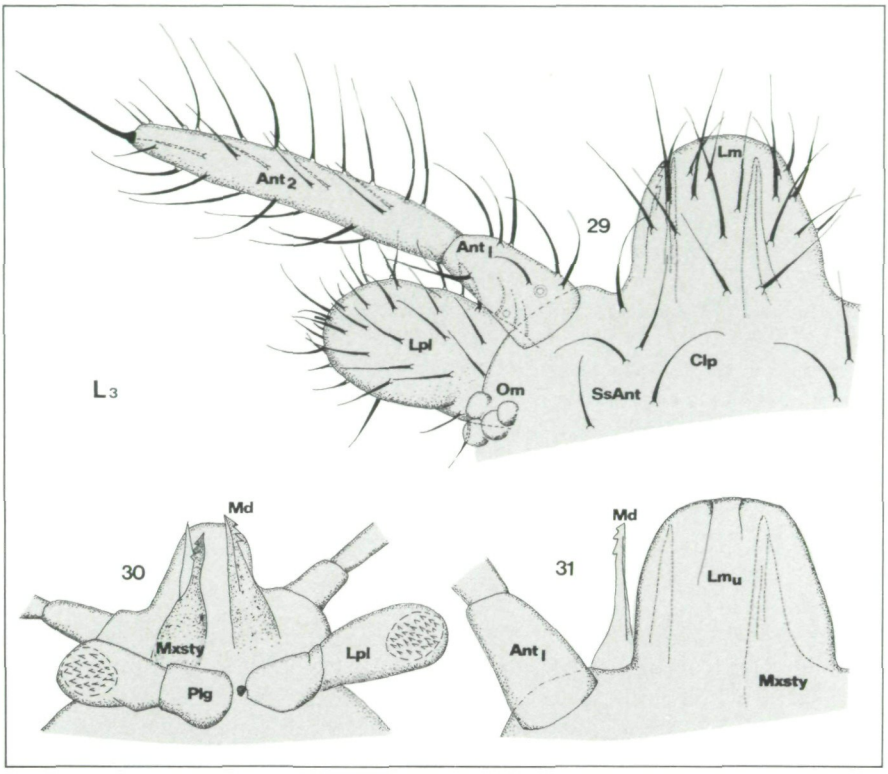


Abb. 29–31: Kopfdetails der Larve von *Semidalis aleyrodiformis* im dritten Stadium; 29) Kopf dorsal betrachtet mit durchscheinend gezeichneten Mundwerkzeugen; 30) Kopfpartie ventral betrachtet; 31) Mundwerkzeuge im Detail (nach Alkoholpräparaten im Durchlicht; gezeichnet von Dr. C. Stürzer; Kopfkapselbreite: 0,4 mm).

Die Eiablage erfolgt zumeist an lebenden Blättern, jedoch auch an dürren Buchenknospen und toten Fichtennadeln. In Zuchtbehältern belegen die Imagines auch die Innenkanten des Deckels sowie Zellstoffkanten und konzentrieren in Ermangelung größerer Flächen bis zu 30 Eier je cm². Sowohl in freier Natur wie auch in Zuchtbehältern werden die Eier jeweils mit der Längsseite am Substrat befestigt, wobei das Mikrophylenende leicht vom Untergrund abgehoben ist.

Während der Eientwicklung wurde in den Laborzuchten eine geringfügige Anfälligkeit gegenüber Schimmelbildung festgestellt, wobei diese wie auch Verluste durch zu hohe Trockenheit eher als Ausnahmen zu werten sind.

5.3 Die Junglarve

Die Junglarve schlüpft 9–23 Tage nach der Eiablage. Frisch geschlüpft drückt sie sich in kleine Blattmulden und verharrt dort einige Stunden. Danach erklettern die Junglarven mit überaus schnellen Beinbewegungen Zweige und Blätter. Thorax und Abdomen bilden dabei eine steife Einheit, die sich beim Laufen weder dorsal noch lateral krümmt. Dementsprechend fehlt den Larven auch die für Hemerobiidenlarven typische regelmäßige Zickzackbewegung des Vorderkörpers. Dennoch ist die Laufrichtung der Junglarve von *S. aleyrodiformis* nicht geradlinig, sie schwankt pro cm

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

Laufstrecke etwa 1–4 (Mittel 3) mm unregelmäßig hin und her. Die Junglarven verfügen über ein ausgezeichnetes Suchvermögen, wodurch sie innerhalb kürzester Zeit größere Blattflächen, Zweige mit zahlreichen Spalten und Nischen flächendeckend abzusuchen imstande sind. Dabei werden Kopf, Fühler und Mandibeln bis zu zweimal pro Sekunde auf und ab, aber nur kurzfristig und unregelmäßig hin und her bewegt. Die Suchläufe werden auch bei voller und direkter Sonneneinstrahlung und auf der Oberseite von Blättern weitergeführt.

Die halberwachsene Junglarve hält beim Klettern ihre Fühler fast senkrecht nach vor, schleift die Palpen bodennah und zeitweise tastend mit sich. Die Fühler werden zu etwa 20° seitlich nach vor gestreckt (sind also etwa 140° geöffnet); die Palpen werden in einem Winkel von nahezu 180° (also in einer Linie) auseinandergespreizt. Das erste Beinpaar wird spitz am Substrat aufgesetzt (ca. 100° nach außen gewinkelt), das zweite und dritte Beinpaar in etwa 50° nach hinten und etwa 70° zum Substrat hin geneigt. Das Überwechseln von Blattober- zu Blattunterseiten und umgekehrt bringt den Junglarven keine nennenswerten Probleme. In Ruhepausen nach der Nahrungsaufnahme sitzen die Junglarven unbeweglich an eingedellten Blattstellen.

Die Junglarven von *S. aleyrodiformis* sind vom Bau der Mundwerkzeuge hergeleitet prädestinierte Eisauger! Durch seitliches Hin-und-Her-Bewegen des Kopfes (jeweils ca. einmal pro Sekunde) werden die Mandibelspitzen in Lepidopteren-Eier eingebohrt. Fühler und Palpen werden dabei seitlich in fast einer Linie weggestreckt. Dabei dellen sich die Beuteeier ein, wodurch auf eine gewisse Druckausübung geschlossen wird. Bei dünnen Eischalen dauert das Anbohren wenige Sekunden. Beim späteren Aussaugen der Beute werden die Palpen mit ihren Tastfeldern an die Beutestücke angelegt; im Inneren des Kopfes erkennt man durchscheinend deutliche Muskelbewegungen, die das Aussaugen des Beuteinhaltes bewirken. In den ausgesaugten Eihüllen findet man danach meist nur wenige Strukturen, wodurch auf inhaltslösende, extraintestinale Vorverdauung geschlossen wird. Manche Eihüllen sind nach dem Aussaugen völlig abgeflacht. In den Zuchten sind die Junglarven mitunter eikannibalistisch; in freier Natur wird diesem Faktor jedoch keine wesentliche Bedeutung zugemessen.

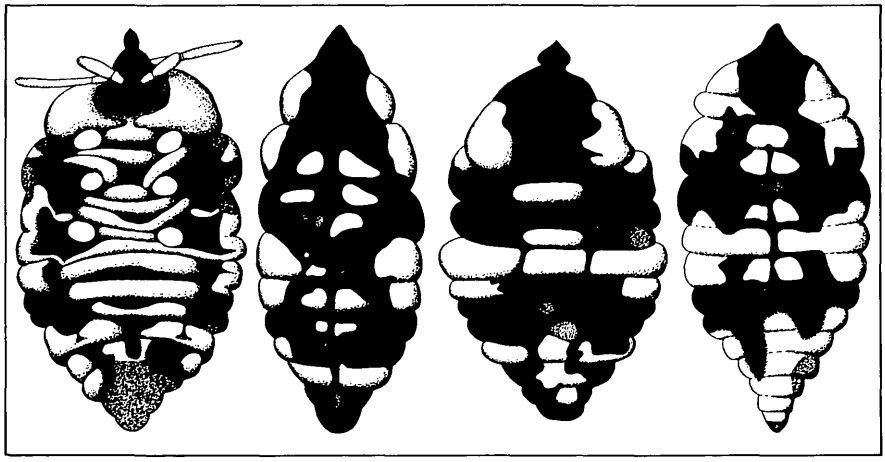
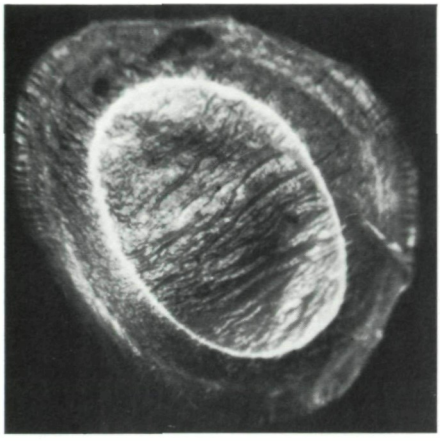
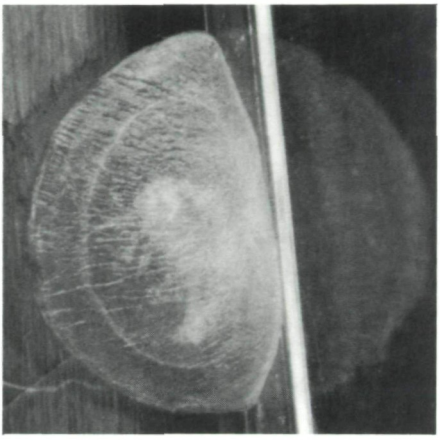


Abb. 32: Die erwachsenen Larven von *Semidalis aleyrodiformis* sind kontrastreich dunkelgrau (schwarz) und weiß gefleckt. Links: Ventralansicht; ansonsten: Dorsalansichten von Larven mit unterschiedlichen Fleckungen (Beine, z. T. Kopf und Borsten weggelassen).

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





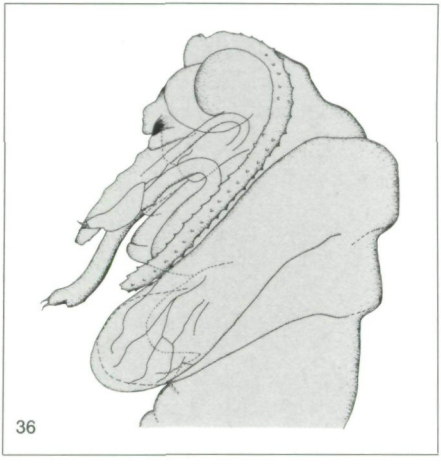


Abb. 33–36: Kokon und Puppe von *Semidalis aleyrodiformis:* 33) links oben: Kokonstruktur auf ebenem Substrat; natürliche Länge: 4,2 mm; 34) rechts oben: Kokon in einer Ecke befestigt; 35) links unten: Puppe, Lateralansicht; natürliche Länge: 2,1 mm; 36) Detailansicht der Puppe mit Flügelscheiden (Fotos: Dr. J. Gepp).

5.4 Das zweite Larvenstadium

3 bis 7 Tage nach dem Schlupf aus der Eihülle häutet sich die erste Larve. Dabei sucht sie eingedellte Rinden- und Blattflächen auf, um dort ca. 1,5 Tage zu verharren. Zur Häutung heftet sie sich mit dem Abdominalende am Substrat fest und entschlüpft meist kopfüber hängend der ersten Larvenhaut.

Im zweiten Larvenstadium werden neben Insekteneiern auch kleinste, wenig vagile Insektenlarven (Aleurodiden-Puppen, frisch geschlüpfte Aphiden-Larven etc.) angefallen und ausgesaugt. Trotz relativ rascher Beinbewegung wirkt die L2 von *S. aleyrodiformis* bereits wesentlich träger als die meisten der bisher untersuchten Coniopterygiden-Larven der Gattungen *Coniopteryx* und *Conwentzia*. Das Aussehen und das Verhalten der zweiten Larve entspricht teils der L1, teils der L3.

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

5.5 Das dritte Larvenstadium

Nach erfolgter Häutung im Nahbereich aufragender Blattnerven oder im Schutze gewölbter Knospen etc. wirkt die L3 relativ klein. Lateral betrachtet, ist sie kurz nach dem Schlüpfen relativ flach. Später wirkt der kompakte Körper mit Ausnahme des spitz ausziehbaren Hinterleibsendes eher dicklich und relativ steif. Die Laufart ist träge bis mittelrasch, eher geradlinig. Zeitweise bleiben laufende Larven kurzfristig stehen und wechseln die Laufrichtung hakenförmig. Antennen und Mundwerkzeuge werden dabei eher unbeweglich getragen (Fühler nach oben, Taster nach unten, in Richtung Substrat gehalten). Der Körper wird sowohl beim Laufen wie auch in der Ruhestellung kaum vom Untergrund abgehoben; die Beine stehen seitlich von der Zentralachse des Körpers fast rechtwinkelig ab. Der Haftapparat des Abdominalendes wird nur bei schwierig zu überwindenden Stellen (Wechsel von einem Blatt zum anderen) eingesetzt. Während der Nahrungssuche kann die Larve zeitweise Kopf und Prothorax mit Hilfe des ersten Beinpaares steil erheben und so kurzfristig verharren. Die dritten Larven fallen in Hungerphasen auch Insekten um 1 mm Größe an (Aphiden, Aleurodiden, Psylliden), im Freiland werden jedoch bei entsprechendem Angebot unbewegliche Stadien wie Eier und sich häutende Larven und Präpuppen bevorzugt. In den Zuchten sind L3 auch mit wenig aktiven Aphiden von 0,5 bis 2 mm Größe erfolgreich durchzufüttern.

5.6 Kokon und Präpuppe

Während die Larven im allgemeinen lichtreichen und höher exponierten Zweigen und Blättern zustreben, sucht die erwachsene Larve zur Verpuppung beschattete Stammbereiche und bodennahe Schichten auf. Auch in den Zuchten wird das präpupale Verhalten durch ständiges Klettern im Bodenbereich der Zuchtgefäße deutlich angezeigt. Der Kokon von *S. aleyrodiformis* wird in relativ breiten Rindenritzen, Zweigeindellungen und selten auch an gekrümmten Blättern angelegt. In der Zucht bevorzugen die Larven für den Kokonbau rechtwinkelig schließende Kanten. Der grobmaschige Außenkokon, in der Größe von ca. 4 × 2,6 mm, wird durch schnelle und 8er-förmige Hinterleibsbewegungen angelegt. Dabei werden die letzten vier bis fünf Segmente des Abdomens leicht gekrümmt und ¼kreisförmige Seidenbahnen verlegt. Am zweiten Tag, nachdem die Präpuppe das oval-längliche Oberflächengerüst angelegt hat, spinnt sie im Inneren einen länglich eiförmigen, feineren Innenkokon. Diese zweite Kammer ist am Rand besonders dicht mit dem Untergrund verwebt, so daß vor allem dieser Rand deutlich weiß durchscheint. Insgesamt sind sowohl der Außen- als auch der Innenkokon dicht und mehrfach versponnen, so daß selbst mit Hilfe eines Binokulars Einzelfäden kaum erkennbar sind.

5.7 Puppe und Schlupf der Imago

Nach der Puppenruhe durchbeißt die Puppe beide Kokonschichten und entschlüpft in unmittelbarer Nähe des Kokons der Puppenhaut. Die Imago ist innerhalb weniger Stunden aktiv, wenngleich sie ohne Störung längere Ruhephasen zur Härtung des Exoskeletts vorzieht. Im frisch geschlüpften Zustand ist die Imago weißlich, jedoch noch nicht mit der strahlenden Weißfärbung älterer Larven ausgestattet. Diese wird durch wachsähnliche Ausscheidungen, die für die Coniopterygiden typisch sind, gebildet. Erst ab dem zweiten Tag beginnen die weißlichen Ausscheidungen den Körper zu überdecken.

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

6. Imagines

Die Imagines von *S. aleyrodiformis* sind im Freiland wesentlich auffälliger als deren Larven. An nahezu jedem Waldrand in Talbereichen Mitteleuropas kann man während der Flugzeit Imagines durch Schütteln von Ästen aufstöbern. Allerdings ist die artspezifische Zuordnung fliegender Coniopterygidenimagines nur dem erfahrenen Kenner möglich. Arten der Gattungen *Coniopteryx* und *Conwentzia* überschneiden sich in Größe und Gesamthabitus mit der Variationsbreite von *S. aleyrodiformis*.

6.1 Flugvermögen

Die Imagines von *S. aleyrodiformis* sind typische Schwirrflieger. Sie katapultieren sich beim Abflug mit den Beinen und kräftigen Flügelbewegungen einige Dezimeter vom Substrat ab und fliegen dann bei Windstille in oszillierenden Wellenbewegungen relativ langsam (3–10 Sekunden pro m) dahin. Das Flugbild ist auf Störung (Schütteln von Zweigen) hin bewegter und bei Wind mitunter deutlich beschleunigt.

Üblicherweise kehren Imagines, durch Beunruhigung von ihren Sträuchern oder Bäumen losgerüttelt, nach 3 bis 5 m Entfernung meist in 45° Steigflug zu ihren Wohnpflanzen zurück. Vor der Paarungszeit legen die Imagines jedoch auch längere Strecken durch aktiven Flug zurück oder geben sich bei geringer Windgeschwindigkeit der Windverdriftung hin. So kann man in Obstbaumkulturen zur geeigneten Zeit zahlreiche, mit dem Wind verdriftende Imagines sehen. Während dieser Verdriftungsphase erscheinen die Imagines abends auch gerne am Licht (insbesondere UV-Mischlicht). Im Zentrum von Graz wurden Imagines auch in 50 m Höhe am Dach eines Hochhauses vom Licht angelockt. Am Ende dieser Schwärmphase treffen sich die Imagines im zentralen Kronenbereich von Bäumen, wo sie in Kleinschwärmen von 10 bis über 20 Individuen ihre Paarungspartner suchen. In Obstbaumkulturen, vor allem im Vorstadtbereich, wurden derartige Schwärme vor allem Ende Juli und Anfang August beobachtet (Gepp 1975).

7. Ökologie

S. aleyrodiformis ist in Mitteleuropa als euryöke und eurytope Spezies zu charakterisieren, die vor allem an Rändern von Laubwäldern, in Laubstrauch-Bereichen, aber auch in lockeren Obstbaumkulturen (bis in dicht verbaute Stadtgebiete) häufig zu finden ist.

7.1 Wohnpflanzen

In kollinen und tiefmontanen Bereichen Mitteleuropas ist *S. aleyrodiformis* an allen heimischen Laubbaumarten und Laubsträuchern (belegt!) anzutreffen. Neben *Chrysoperla carnea* (Steph.) ist sie die sammelmäßig häufigste Neuropteren-Art in Laubbaumbereichen. Die Imagines werden an folgenden Laubbaumarten besonders häufig angetroffen: *Quercus robur, Carpinus betulus, Fagus sylvatica, Corylus avellana, Tilia cordata, Castanea sativa, Robinia pseudacacia, Salix viminalis.* Aber auch an relativ seltenen Laubbaum- und Laubbstraucharten Mitteleuropas (z. B. *Amelanchier ovalis, Colutea aborescens, Buxus sempervirens* etc.) wurden sowohl Imagines wie auch Larven festgestellt.

An Nadelbäumen (vor allem *Picea abies)* konnten Imagines von *S. aleyrodiformis* vielfach nachgewiesen werden. Die Larven von *S. aleyrodiformis* wurden von Nadelbäumen bisher nur vereinzelt erbeutet, wobei allerdings auf die Heliophilie der

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

Larven Rücksicht zu nehmen ist, die eventuell ihre Verteilung sammeltechnisch ungünstig bestimmt.

Auch in anthropogenen Biotopen, vor allem Obstbaumkulturen mit *Pyrus communis, Cerasus avium, Malus domesticus* und *Prunus domestica* und an Weinkulturen ist *S. aleyrodiformis* anzutreffen, wobei lokal Massenvermehrungen mit Hunderten Imagines je Baum beobachtet wurden. Nachweise von krautigen Kulturpflanzen sind mit Ausnahme von *Phaseolus vulgaris* (GEPP 1975) nicht bekannt.

Die angewandte Bedeutung von *S. aleyrodiformis* als Schädlingsantagonist wurde bisher im Rahmen wissenschaftlicher Untersuchungen vernachlässigt. Dennoch lassen Beobachtungen über das Beutespektrum und über die Dichten vor allem in Obstbaumkulturen den Schluß zu, daß *S. aleyrodiformis* schädlingsdämpfende Wirkung hat. Vor allem im Juni kann bei einer beobachteten Dichte von mehreren hundert Larven je Obstbaum eine zeitliche Koinzidenz zwischen Aleurodiden, Aphiden und *S. aleyrodiformis* gegeben sein. Ende August und im September kommt mit einiger Wahrscheinlichkeit eine Reduzierung überwinterungsbereiter und daher meist invagiler Stadien von Aphiden, Spinnmilben, Psylliden und Aleurodiden in Betracht. Quantitativ vergleichende Untersuchungen fehlen jedoch.

7.2 Höhenverbreitung

Das Häufigkeitsmaximum von *S. aleyrodiformis* liegt in der Steiermark zwischen 400 und 500 m Seehöhe (Abb. 4). Darüber nimmt die Zahl der Fundorte bis gegen 1000 m hin beständig ab, wobei bis 800 m über dem Meeresspiegel *S. aleyrodiformis* noch durchwegs häufig angetroffen wird. Darüber sind, mit Ausnahme einiger begünstigter Fundorte um 1100 m, nur noch einige individuenarme Fundorte bekannt. Der höchste Fundpunkt in der Steiermark liegt bei knapp 1500 m. Von verdrifteten Exemplaren und aus Südeuropa liegen Meldungen bis 2000 m Höhe vor.

7.3 Phänologie und Generationenfolge

S. aleyrodiformis überwintert in Mitteleuropa als Präpuppe im Kokon. In warmen Frühjahren treten ab Anfang April (sonst im Mai) die ersten Imagines der ersten Generation auf. Unter 800 m ist *S. aleyrodiformis* in der Steiermark bivoltin, darüber univoltin.

Die strenge Fixierung auf zwei Generationen ist auch in wärmebegünstigten Biotopen gegeben. Sie wird durch „Kurztage" induziert, die die Weiterentwicklung der Präpuppe zur Puppe über den Winter hinaus verzögern. Lediglich einzelne Individuen sind in phänologisch begünstigten Jahren zur Ausbildung einer dritten Generation befähigt (Imagines bis Ende November); ihr Anteil wird selten über 5% des Individuenbestandes der zweiten Generation liegen.

Die Entwicklungsdauer von frisch geschlüpften Eltern-Imagines der ersten Generation bis zu frisch geschlüpften Imagines der F1-Generation dauert im Freiland exakt 2,5 Monate. Dementsprechend ergibt sich über einer Seehöhe von 700 m ein Defizit der Tagesgradsummen. Wenn sich nämlich im Grenzbereich zwischen 500 m und 800 m bei günstigen Langtagsituationen zwei Imaginalgenerationen entwickeln, ist zu Herbstbeginn mit verzögerten Larvalentwicklungen innerhalb der 2. Generation zu rechnen. Das Höhendiagramm (Abb. 4) zeigt erwartungsgemäß um 700 m einen merkbaren Dichteabfall.

Durch Verdriftungen von Imagines bis in größere Höhen wird der dort aufgrund temperaturmäßiger Ungunst induzierte Univoltinismus überlagert. Unter 800 m sind die zwei Imaginalgenerationen deutlich isoliert (siehe Abb. 3).

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

S. aleyrodiformis zeigt deutlicher als andere Neuropteren-Arten eine geschlechtsabhängige Zweigipfeligkeit der Schlüpffolge der Imagines (siehe Abb. 2). Die ersten Männchen, sowohl der ersten wie auch der zweiten Generation, schlüpfen bis zu vier Tage vor den ersten Weibchen. Durch das „Phänomen der warmen Hänge" sind im Bereich des Grazer Berglandes die Höhen zwischen 450 und 600 m phänologisch deutlich begünstigt. An den kollinen Hanglagen schlüpfen die Imagines bis zu eine Woche früher als in den darunter gelegenen Bereichen. Inwieweit die Einstrahlungsgunst allein oder auch Kaltluftseen in den Tallagen dafür ausschlaggebend sind, bleibt noch zu klären. Über 600 m Seehöhe tritt mit zunehmender Höhe eine deutliche Verspätung des Schlupfbeginns ein.

7.4 Nahrungsspektrum

Die Imagines von *S. aleyrodiformis* sind in freier Natur tagsüber vor allem an den Unterseiten von Blättern zu finden. Sie tasten in lange währenden Suchläufen mit ihren Mundwerkzeugen Blattoberflächen ab, verharren nur kurzzeitig bei der Aufnahme von Blattlaussekreten oder feinsten Tautropfen. Hungrige Labortiere setzen sich auch auf größere Blattläuse, deren Thorax sie aufreißen, um Körpersäfte aufzunehmen. Des weiteren lecken die Imagines bei Laborzuchten gerne an Marmeladen, Honig, Zuckerlösungen und sind mit Hilfe künstlicher Eiweißnahrungsgemische über Wochen hin lebend zu erhalten.

Die Larven sind im Freiland aufgrund ihrer geringen Größe nur beschränkt beobachtbar. Auch sie saugen im Freiland an Aphidensekreten, insbesondere an „Blattlaushonig". Die sporadischen Freilandbeobachtungen über räuberische Nahrungsaufnahme betreffen vor allem Eigelege kleinster Insekten (z. B. Mikrolepidopteren), kleinste Aleurodiden-Larven sowie Eier und inadulte Stadien von pflanzensaugenden Milben und Aphiden. Im Labor ist vor allem die Fütterung der Junglarven problematisch, da sie die zur Neuropterenzucht üblichen Aphiden (z. B. *Doralis fabae* SCOP., *Myzus persicae* SULZ., *Acyrtosiphon onobrychis* B. d. F.) nur selten als Primärnahrung annehmen. Am ehesten bohren sie weichhäutige, kleine Lepidopteren-Eier (am Substrat gut fixiert) an und saugen sie aus. Gegenüber einigen Raubmilben zeigen sich vor allem die Junglarven aufgeschreckt und reagieren bei Berührung mit erhöhter Laufgeschwindigkeit. Größere Larven von *S. aleyrodiformis* saugen an diversen weichhäutigen Kleininsekten (z. B. Aphiden, Psylliden, Aleurodiden), sofern sich diese nicht durch Beweglichkeit entziehen können. So werden vor allem kränkliche und sich häutende Kleininsekten angebohrt und ausgesaugt.

Zeitweise suchen die Larven auch Rindenbereiche (oberflächlich und spaltenräumig) nach Beutetieren ab. Vor allem versteckte Eigelege, kleine Kokons und häutungsbereite Kleininsekten werden angestochen. Der kompakte Körperbau und die dorsale Ausbildung z. T. senkrecht abstehender Borsten vermindern jedoch die Klettermöglichkeiten in flachen Hohlräumen.

Dank

Für die Anfertigung der rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen der Eier von *S. aleyrodiformis* danken wir Herrn Ingenieur H. WALTINGER (Zentrum für Elektronenmikroskopie Graz, Leiter: Hofrat Dr. H. HORN). Die Endausführung der Zeichnungen übernahmen Herr Mag. Wilhelm Draxler und Frau Dr. Sylvia ZORN, die Schreibarbeiten Fräulein Andrea LEITNER; Herr stud. rer. nat. Michael STELZL (alle Graz) versorgte uns mit zusätzlichem Lebendmaterial, und der Österreichische Naturschutzbund (Landesgruppe Steiermark) stellte die Zuchtgefäße zur Verfügung. Ihnen allen sei recht herzlich gedankt!

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

Literatur

ASPÖCK, H., U. ASPÖCK & H. HÖLZEL (1980): Die Neuropteren Europas. – Vol. I: 495pp. Vol. II: 355pp. Goecke & Evers, Krefeld.

GEPP, J. (1967): Die Coniopterygidae des Grazer Feldes und seiner Randgebiete (Neuroptera). – Mitt. naturwiss. Ver. Steiermark, 97: 76–80.

GEPP, J. (1974): Die Netzflügler (Megaloptera, Raphidioptera, Planipennia) des Kaiserwaldes südwestlich von Graz (mit einer zoogeographischen Analyse). – Mitt. Abt. Zool. Landesmus. Joanneum, 3: 11–28.

GEPP, J. (1975): Die Neuropteren von Graz. Ein Beitrag zur Kenntnis der mitteleuropäischen Großstadtfauna. – Mitt. naturwiss. Ver. Steiermark, 105: 265–278.

GEPP, J. (1977): Die Planipennia der Steiermark (Neuroptera s. str., Neuropteroidea, Insecta): Autökologie und Regionalfaunistik. – Mitt. naturwiss. Ver. Steiermark, 107: 171–206.

KILLINGTON, F. J. (1936): A monograph of the British Neuroptera I. – 269 pp. Ray Society 122, London.

MEINANDER, M. (1972): A revision of the family Coniopterygidae (Planipennia). – Acta zool. fenn. 136: 357pp.

ROUSSET, A. (1966): Morphologie céphalique des larves de planipennes (Insectes Névroptéroides). – Mem. Mus. natn. Hist. nat. Paris, A. (Zool.) 42: 1–199.

Anschrift der Verfasser: Dr. Johann GEPP und Dr. Claire STÜRZER-GILBERT,
Institut für Umweltwissenschaften und Naturschutz
der Österreichischen Akademie der Wissenschaften,
Heinrichstraße 5,
A-8010 GRAZ.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mitteilungen des naturwissenschaftlichen Vereins für Steiermark

Jahr/Year: 1986

Band/Volume: 116

Autor(en)/Author(s): Gepp Johannes, Stürzer Claire

Artikel/Article: Semidalis aleyrodiformis (Stephens, 1836) Biologie, Ökologie und Larvenstadien (Planipennia, Coniopterygidae). 241-262