

Beitr. Ent.	Keltern	ISSN 0005 - 805X
52 (2002) 2	S. 283 - 307	16.12.2002

Die Biologie und Morphologie der dritten Larvenstadien von vier mitteleuropäischen *Cheilosia*-Arten

(Diptera: Syrphidae)

Mit 13 Figuren

JENS-HERMANN STUKE und LEIF BLOSS CARSTENSEN

Zusammenfassung

Das jeweils dritte Larvenstadium von *Cheilosia gigantea* (ZETTERSTEDT, 1838), *Cheilosia latifrons* (ZETTERSTEDT, 1843), *Cheilosia pubera* (ZETTERSTEDT, 1838) und *Cheilosia vulpina* (MEIGEN, 1822) wird beschrieben. Beobachtungen zur Larvalbiologie dieser Arten werden mitgeteilt. Ausgehend von diesen Befunden wird die phylogenetische Position der Arten innerhalb der Gattung *Cheilosia* diskutiert.

Summary

The third larval stages of *Cheilosia gigantea* (ZETTERSTEDT, 1838), *Cheilosia latifrons* (ZETTERSTEDT, 1843), *Cheilosia pubera* (ZETTERSTEDT, 1838) and *Cheilosia vulpina* (MEIGEN, 1822) are described and observations of the biology of the larvae are given. Based on these results the phylogenetic affiliations of the species within the genus *Cheilosia* are discussed.

1. Einleitung

Zur Schwebfliegengattung *Cheilosia* MEIGEN, 1822 werden etwa 470 beschriebene Arten gezählt (STÄHLS & NYBLUM 1999). Umfassende phylogenetische Gliederungsvorschläge für die Gattung liegen bislang nicht vor (STUKE 2000). Nur von 39 *Cheilosia*-Arten ist das dritte Larvenstadium so beschrieben, dass eine phylogenetische Einordnung hiernach möglich ist (ROTHERAY 1999, SCHMID 2000, STUKE 2000, STUKE & CARSTENSEN 2000). Angaben zur Larvalbiologie sind von 48 *Cheilosia*-Arten publiziert (BAGACHANOVA 1990, GROSSKOPF 2000, KASSEBEER 2000, KATSURA 1988, SCHMID 2000, STUKE 2000, STUKE & CARSTENSEN 2000, SYRETT et al. 1996).

Dieser unbefriedigende Kenntnisstand soll hier ergänzt werden, indem von vier weiteren Arten die Larven beschrieben und Beobachtungen zur Biologie mitgeteilt werden. Die Befunde werden in Hinblick auf die phylogenetische Einordnung der Arten innerhalb der Gattung *Cheilosia* diskutiert.

2. Material und Methoden

Die Untersuchungsmethoden und die Terminologie zur Beschreibung der Larven richtet sich nach STUKE (2000). Die Charakterisierung der Vorderstigmen entspricht den Merkmalen in Tabelle 1. Diese Merkmale sollten bei STUKE (l. c.) als Tabelle 6 erscheinen, wurden dort aber versehentlich nicht abgedruckt. Zu dem hier benutzten Begriff „Mundhakenspitze“ wird bei Stuke (l. c.) synonym der Begriff „Mandibelspitze“ benutzt und entsprechend für „Mundhakenbrücke“ „Mandibelbrücke“. Der Begriff „Puparienhülle“ ersetzt nun den bislang synonym verwandten Begriff „Exuvie“.

Die Methoden zur phylogenetischen Bewertung entsprechen den bei STUKE (l. c.) dargestellten. Zusätzlich zu den hier beschriebenen Arten und den bei STUKE (l. c.) behandelten Arten wurde *Cheilosia lasiopa* und *Cheilosia illustrata* in die Datenmatrix integriert. Für *Cheilosia impressa*, von der bislang nur Puparienhüllen vorlagen, konnten nach der Untersuchung von dritten Larvenstadien bislang fehlende Merkmale ergänzt werden.

Die Zuchtmethoden und eine Auflistung des vorliegenden Materials ist den jeweiligen Artbearbeitungen vorangestellt. Die Bestimmung der Imagines entspricht den Artaufassungen von TORP (1994). Das Material befindet sich in den Sammlungen der Autoren.

Tab. 1: Charakterisierung von zwei Typen von Vorderstigmen, die bei Larven der Gattung *Cheilosia* MEIGEN, 1822 vorkommen.

<i>pagana</i> -Typ	<i>albipila/himantopus</i> -Typ
- in der Regel höher als breit	- immer deutlich breiter als hoch
- in der Regel unregelmäßig angeordnete Trabeculae	- immer regelmäßig angeordnete Trabeculae
- Stigmenöffnungen lateral und apikal	- Stigmenöffnungen nur lateral
- Stigmenöffnungen liegen auf dem konvexen Abschluß des Stigmentubus	- Stigmenöffnungen liegen auf einer Ebene, die mehr oder weniger parallel zur Körperoberfläche liegt
- deutlich sklerotisierte Bereich weniger ausgedehnt als schwach sklerotisierte Fläche	- deutlich sklerotisierte Bereich umfangreicher ausgedehnt als schwach sklerotisierte Fläche

3. Ergebnisse

3.1. *Cheilosia gigantea* (ZETTERSTEDT, 1838)

3.1.1. Material

Grundlage für die Beschreibung der Biologie sind Beobachtungen aus Jütland (Dänemark) sowie dem Harz und dem nördlichen Harzvorland (Deutschland, Niedersachsen) seit 2000.

Folgendes Material liegt vor: 1 erstes Larvenstadium (17.V.2000, aus Ei vom 14.V.2000, D, Niedersachsen, Drömling, Großes Giebelmoor, ex *Rumex* spec., leg. Stuke); 2 zweite Larvenstadien, 1 drittes Larvenstadium (02.VII.2000, D, Niedersachsen, Harz, Brunnenbachtal, ex *Rumex aquaticus*, leg. Stuke); 2 dritte Larvenstadien (23.VII.2000, D, Niedersachsen, Harz, Brunnenbachtal, ex *Rumex aquaticus*, leg. Stuke); 1 ♀, 1 Puparienhülle (19.VIII.2001, aus Larven vom 23.VII.2000, D, Niedersachsen, Harz, Brunnenbachtal, ex *Rumex aquaticus*, leg. Stuke); 1 ♂, 1 Puparienhülle (18.III.2001, dito); 1 ♂, 1 Puparienhülle (25.III.2001, dito); 3 dritte Larvenstadien (08.VII.2000, DK, Jütland, Ulstrup Skov, EJ NH45, ex *Rumex longifolius*, leg. Carstensen); 2 dritte Larvenstadien (15.VIII.2000, DK, Jütland, Bjerringbro, EJ NH34, ex *Rumex longifolius*, leg. Carstensen); 2 ♂, 1 ♀, 3 Puparienhüllen, 2 Puparien (12.II.2001, DK, Jütland, Bjerringbro, EJ NH34, ex *Rumex longifolius*, leg. Carstensen); 1 ♀ (01.III.2001, dito).

Die Eier lassen sich leicht an oder in der Nähe der Pflanzen finden. Larven werden gefunden, indem die Wurzel von *Rumex* ausgegraben wird und von außen nach Larven oder Fraßgängen gesucht wird. Die Zucht der Larven ist unproblematisch: Der Wurzelstock von *Rumex* wird in einen ausreichend großen, dicht schließenden Behälter mit schwach feuchtem Sägemehl oder Sand gelegt. Die Überwinterung erfolgt in einem kühlen, feuchten Keller.

3.1.2. Beschreibung des dritten Larvenstadiums

Integument: Integument bräunlich, nicht durchscheinend.

Thorax: Anterior-dorsaler und ventraler Prothorax nicht auffällig ausgestülpt. Prothoraxplatte vorhanden.

Abdominalsegmente 1-7: Lateralsensillen L2 und L3 nicht durch deutliche Integumentfalte getrennt, bei dem vorliegenden Material ist höchstens eine sehr undeutliche Andeutung einer entsprechenden Falte zu erkennen. Lateralsensille L2 liegt nur flach oberhalb von L3. Ventralsensillen V2 und V3 liegen näher zusammen als V1 und V2. Dorsalsensillen A7-D1 und A7-D2 nicht durch eine Integumentfalte getrennt, A7-D1 nicht deutlich hinter A7-D2 und A7-D3. Dorsalsensillen A7-D1, A7-D2 und A7-D3 etwa auf gleicher Höhe wie die Lateralsensille A7-L1.

Analsegment: Hinterstigmen nicht in das Analsegment einziehbar. Analsegment nicht verlängert. Zwischen Dorsalsensille A7-D1 und Hinterstigmen zwei quer verlaufende Integumentfalten. Ventral zwischen Sensille A8-7/8 und Hinterstigmen zwei quer verlaufende Integumentfalten. Sensille A8-7/8 vollständig durch Integumentfalte von A8-9 getrennt. Analsegment dorsal und ventral etwa gleich lang. Kein Analsegmentring ausgebildet. Basale und apikale Analsegmentausstülpungen gleich lang; mediale Analsegmentausstülpung flach; alle zugespitzt. Keine Analsegmentausstülpung mit Sensille A8-8.

Microtrichien auf Integument: Nur eine Microtrichienform. Diese kegelförmig, gerade, zugespitzt bis abgerundet, an den Spitzen mehr oder weniger schwarz. Microtrichien an der Basis breiter als ihr Abstand voneinander. Am Thorax nach anterior Übergang zu kürzeren, schmaleren (kegelförmigen) Microtrichien. Microtrichien auf dem Analsegment breiter werdend und teilweise verschmolzen. Microtrichien bedecken das gesamte Integument. Analsegmentplatte nicht ausgebildet.

Sensillen: Antennen- und Maxillarsensille nicht deutlich getrennt. Antennenzapfen nicht so breit wie lang. Sensillen auf dem Integument mit flacher Sensillenspapille. 2-4 borstenförmige, gerade bis gebogene, zugespitzte Sensillenhaare. Sensillenhaare überragende umgebende Microtrichien deutlich. Prothorax mit 11 Sensillenpaaren, Mesothorax mit 8, Metathorax mit 9, A1-A7 mit jeweils 10 und Analsegment mit 6 Sensillenpaaren.

Vorderstigma: Vorderstigma höher als breit; apikal 9 Stigmaöffnungen mit regelmäßigen Trabeculae.

Hinterstigma (Fig. 1-2): Maße (n=9): Länge der Hinterstigma 0,40-0,60 mm ($\varnothing=0,50$ mm), maximale Breite des Stigmatubus 0,64-0,76 mm ($\varnothing=0,72$ mm), Länge des Peritremas 0,13-0,25 mm ($\varnothing=0,17$ mm). Stigmaplatte und Begrenzung des Peritremas etwa parallel. Stigmatubus zum Peritrema höchstens undeutlich konvergierend. Oberfläche von Peritrema gerunzelt; der Stigmatubus ist komplett gerunzelt, nach apikal aber feiner. Stigmaplatte ist nicht zum Stigmatubus umgebogen, plan. Stigmaplattenhälften auf einer Ebene, bei einzelnen Tieren auch in einem Winkel von unter 180° , von schmaler durchgehender Furche getrennt. 5-7 Paare länglicher, gerader bis gewundener Stigmaöffnungen. Trabeculae regelmäßig, Stigmennarben deutlich getrennt. Stigma-drüsenhaare kürzer als Stigmaplatte und basal verzweigt.

Pseudocephalon: Mittellappen mit borsten- bis kegelförmigen, gebogenen, zugespitzten bis abgerundeten Microtrichien. Außer den zentralen Microtrichien auf dem Antennenmaxillarappen auch seitlich davon jeweils ein deutlich abgesetztes Microtrichienfeld. Antennenmaxillarappen ohne Microtrichien. Labiallappen ohne nachgewiesene Microtrichien. Mundrippen ausgebildet, Mundrippenfilamente sind lichtmikroskopisch nicht zu erkennen. Antennenmaxillarbasen verschmolzen, flacher als breit.

Mundhaken (Fig. 3): Dominante Mundhakenspitze (*albipila*-Typ sensu STUKE 2000). 0-4 laterale Mandibelzähne: etwa gleichgroß, wesentlich kleiner als Mundhakenspitze, stumpf und breit. 0-4 mediale Mandibelzähne entsprechend wie laterale ausgebildet. Mundhakenspitze dorsal auffällig schwächer sklerotisiert als ventral. Keine Kaufläche mit Rippen vorhanden. Mundhakenhälften laufen nach posterior nicht auseinander. Dorsale Mundhakenbrücke schwach sklerotisiert. Posterior-dorsales Ende der Mundhaken stumpf, nicht eindeutig definiert. Einschnürung der Mundhaken bei Mandibelsklerit. Dentalsklerit nicht als stärker sklerotisierter Bereich auf dem Mandibellappen bis zur ventralen Mundöffnung reichend, ventrale Mundhakenbrücke nicht ausgebildet. Zentrales Mandibelapodem abgerundet und etwa so lang wie Mundhaken insgesamt. Ausbuchtung an Ansatzstelle des Hypopharyngealsklerits kaum breiter als Ende der Längsstreben.

Hypopharyngealsklerit (Fig. 3): Längsstreben posterior mit Tentoropharyngealsklerit verschmolzen. Längsstreben posterior nicht verschmälert, anterior verbreitert. Querverstrebung mit Längsstreben verschmolzen und nach ventral hervorstehend, mit deutlicher Spange.

Tentoropharyngealsklerit (Fig. 3): Sklerotisierung wie Längsstreben. Bereich zwischen Dorsalsklerit und anterioren Tentoriumarmen vollständig sklerotisiert. Dorsaler Tentoriumarm angedeutet, etwa so lang wie ventraler Tentoriumarm. Ventraler Tentoriumarm nur in medialen Teil endend. Medialer ventraler Tentoriumarm diffus endend. Posteriorer Teil des Tentoriums zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm nicht ausgebuchtet, zu Beginn des ventralen Phragmas eine schwache Sklerotisierung. Dorsalsklerit mit Tentoropharyngealsklerit verschmolzen und dorsale Tentoriumsbrücke

bildend. Dorsales Phragma etwa so lang wie Pharynxfilter. Ventrales Phragma etwa so lang wie Pharynxfilter, posterior schwach ausgebuchtet. Dorsales und ventrales Phragma überlappen wenig.

Akzessorische Sklerite: Parastomale Streben anterior mit Epipharyngealplatte verschmolzen. Labialsklerite dreieckig, groß.

Verdauungstrakt und Analorgan (Fig. 3): Pharynxfilter mit 9 Filterrippen. Filterrippenfilamente deutlich. Laterale Pharynxflügelverstärkung deutlich, die Sklerotisierung nimmt nach posterior zu und die Pharynxflügel sind posterior umgebogen (*proxima*-Typ der Muskelansatzstellen sensu STUKE 2000: 56). Pharynxfilter dorsal ohne Sklerotisierung, dorsale Pharynxausgangsplatte vorhanden. Ventral konvergieren die Filterrippen und bilden dadurch ein dichtes Feld. Analöffnung längs-oval. Analorgan reduziert.

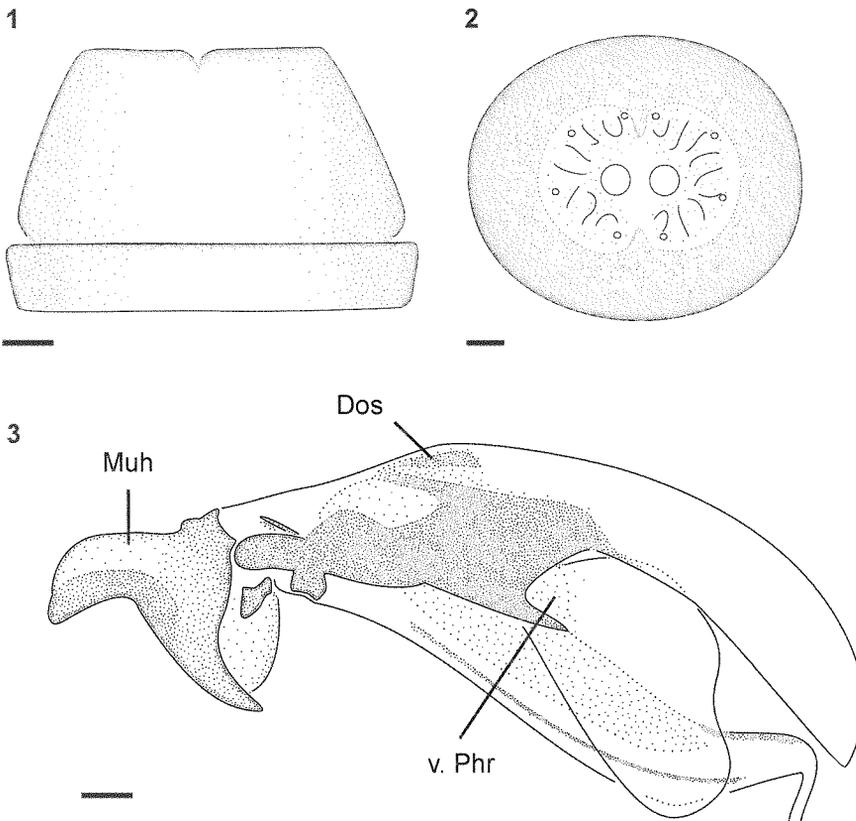


Fig. 1-3: Drittes Larvenstadium von *Cheilosia gigantea* (ZETTERSTEDT, 1838). Maßstrich: 0,1 mm. - 1: Hinterstigmata dorsal (Oberflächenstruktur nicht dargestellt); - 2: Stigmenplatte (Stigmenröhrenhaare und Trabeculae nicht dargestellt); - 3: Cephalopharyngealskelett lateral (Mandibelapodem nicht dargestellt). - [Dos: mit Tentorium verschmolzenes Dorsalsklerit, Muh: schwach sklerotisierter Bereich der Mundhaken, v. Phr: leichte Sklerotisierung zu Beginn des ventralen Pharynxflügels].

3.1.3. Diagnose des dritten Larvenstadiums

Anhand folgender Merkmalskombination unterscheidet sich das dritte Larvenstadium von *Cheilosia gigantea* von allen anderen bisher bekannten Syrphiden-Larven: apikaler und medialer Analsegmentlappen lang, medialer Analsegmentlappen wesentlich kürzer; Hinterstigmen mit 5-7 Paaren länglicher bis gewundener Stigmenöffnungen. Mittellappen medial und zusätzlich lateral mit Feldern von Microtrichien; Mundhaken vom *albipila*-Typ mit jeweils 0-4 unauffälligen, stumpfen, breiten lateralen und medialen Mundhakenzähnen; Mundhakenspitze dorsal deutlich schwächer sklerotisiert als ventral; Kaufläche mit Mundrippen fehlt; Microtrichien auf Abdomen kegelförmig, an der Basis breiter als ihr Abstand voneinander, apikal verdunkelt; Tentorium zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm nicht scharf abgegrenzt; ventrales Phragma mit dorsalem Phragma überlappend.

Mit dem Bestimmungsschlüssel 2 von STUKE (2000) gelangt man zu Alternative 11. Um die *Nigrocheilosia*-Arten von den Arten der *Cheilosia proxima*-Artengruppe und den hier besprochenen Arten zu trennen ist diese Alternative wie folgt zu ersetzen:

- (11) Apikale Analsegmentausstülpung am längsten, basale am kürzesten; gelegentlich ist eine Analsegmentplatte ausgebildet; Antennenzapfen mindestens so lang wie breit; 1-2 Sensillenhaare je Sensille, Sensillenhaare oft abgerundet; laterale Mandibelzähne oft mehr als halb so groß wie Mundhakenspitze; Pharynxausgang ohne dorsaler Platte. ***Nigrocheilosia***
- Apikale und basale Analsegmentausstülpung etwa gleich lang, mittlere Analsegmentausstülpung deutlich kürzer; nie ist eine Analsegmentplatte ausgebildet; Antennenzapfen kürzer als breit; regelmäßig mehr als 2 Sensillenhaare je Sensille, Sensillenhaare zugespitzt; laterale Mandibelzähne immer wesentlich kleiner als Mundhakenspitze; Pharynxausgang mit dorsaler Platte.
 ***C. proxima*-Artengruppe und ähnliche Arten**

Die Arten der *Cheilosia proxima*-Artengruppe und ähnliche Arten können mit folgendem Schlüssel bestimmt werden:

Bestimmungsschlüssel 1: Trennung der Arten der *Cheilosia proxima*-Artengruppe und ähnlicher Arten nach Merkmalen des dritten Larvenstadiums

- (1) Microtrichien an der Basis deutlich verbreitert; Stigmenplattenhälften auf einer Ebene; mehr als drei Stigmenöffnungen; Microtrichien auf Mittellappen in einem zentralen und zwei lateralen Feldern angeordnet; Einschnürung des Mundhakens bei Mandibelsklerit; Ausbuchtung zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm nicht scharf nachgezeichnet; dorsaler Tentoriumarm wie Tentorium sklerotisiert und spitz endend. **2**
- Microtrichien zumindest teilweise an der Basis nicht deutlich verbreitert; Stigmenplattenhälften mit einem Winkel unter 180°; drei Stigmenöffnungen; Microtrichien auf Mittellappen nur in einem zentralen Feld angeordnet; Einschnürung des Mund-

hakens vor Mandibelsklerit; Ausbuchtung zwischen ventralem und dorsalem Tentoriumarm scharf nachgezeichnet; dorsaler Tentoriumarm nur schwach sklerotisiert und diffus endend. *C. proxima*-Artengruppe

- (2) Stigmenplatte mit 5-7 Paaren Stigmenöffnungen; keine Kaufläche mit Rippen ausgebildet; Stigentubus wie Fig. 1; keine deutliche zusätzliche Ausstülpung am Tentorium zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm; Cephalopharyngealskelett wie Fig. 3; lebt in *Rumex* spp. *C. gigantea*
- (-) Stigmenplatte mit 4 Paaren Stigmenöffnungen; Kaufläche mit 4-8 Rippen ausgebildet; Stigentubus wie Fig. 11; zusätzliche deutliche Ausstülpung am Tentorium zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm; Cephalopharyngealskelett wie Fig. 13; lebt in Asteraceae. *C. vulpina*

3.1.4. Beobachtungen zur Biologie

Nahrungspflanzen: Außer den hier vorgestellten Nachweisen der Larve an *Rumex longifolius* und *Rumex aquaticus* liegt die Angabe von BAGACHANOWA (1990) vor, die *Cheilosisa gigantea*-Larven von *Rumex* spec. meldet.

Eiablage: Eine Beobachtung zur Eiablage an *Rumex longifolius* aus Dänemark liegt vor: Das Weibchen landet auf der Blattoberseite, wechselt mit ausgefahrenem Ovipositor auf die Unterseite und läuft anschließend am Blattstängel zum Boden. 5-15 Eier werden um die Pflanze herum an gewelkte Blätter oder Grashalme gelegt. In Deutschland wurden an Pflanzen auch einzelne Eier gefunden. *Cheilosisa gigantea* wählt Pflanzen zur Eiablage, die innerhalb von Flachmooren, an trockenen Wegrändern im Übergang zu Erlenbruchwäldern oder auf unterschiedlich feuchten Weiden wachsen.

Nutzung der Nahrungspflanzen und Fraßstrategien: Die Larven fressen kurze Fraßgänge und Gruben in die äußere Schicht des Wurzelstockes. Diese Gruben und Fraßgänge können gleichzeitig von mehreren Larven genutzt werden.

Diapause: Das Vorkommen einer Prothoraxplatte deutet auf ein präpupales Stadium hin (STUKE 2000).

Verpuppung: Am 01.X. wurde eine Puppe im Freiland etwa einen Zentimeter unter der Erdoberfläche nahe der Nahrungspflanze gefunden. Bei den Zuchten wurden Puppen vom 08.VIII. bis 01.X. beobachtet.

Überwinterung: Die Überwinterung erfolgt als Puppe.

Phänologie: Nach den vorliegenden Zuchtergebnissen hat *Cheilosisa gigantea* einen einjährigen Lebenszyklus. Offensichtlich scheint gelegentlich ein Teil der Population in Zuchten zwei Generationen im Jahr auszubilden, der andere Teil lebt univoltin. Imagines einer zweiten Generation im Spätsommer oder Herbst konnten bislang allerdings weder in Niedersachsen noch in Dänemark im Freiland nachgewiesen werden (BARKEMEYER 1994, TORP 1994).

Vergesellschaftung: Vergesellschaftung mit anderen Insekten konnte bislang nicht festgestellt werden.

Parasiten: Nachweise von Parasiten liegen bislang nicht vor.

Literatur: BAGACHANOVA 1990.

3.1.5. Anmerkungen zur phylogenetischen Einordnung

In 80 der 81 für die phylogenetische Rekonstruktion für bedeutend gehaltenen Merkmale (nach STUKE 2000) sind *Cheilosia gigantea* und *Cheilosia vulpina* identisch, sie können daher als Schwesterarten bezüglich des hier berücksichtigten Artenpools betrachtet werden. Dies Ergebnis wird durch die Maximum Parsimony Analyse ermittelt. Als Autapomorphie kann das charakteristisch aufgeteilte Microtrichienfeld auf dem Mittellappen gewertet werden, das außer bei dem aus diesen zwei Arten bestehenden Monophylum bei keiner weiteren der bislang bekannt gewordenen Cheilosini-Larven vorkommt. So eindeutig das Schwesterverhältnis von *Cheilosia vulpina* und *Cheilosia gigantea* festgestellt wird, so unklar ist die Stellung dieses Artenpaares innerhalb der Gattung *Cheilosia*. Das Artenpaar kann weder „per Hand“ noch mit einer Maximum Parsimony Analyse in eine bestehende Artengruppe eingeordnet werden. Es ist ebenfalls nicht möglich, das Artenpaar als Schwestergruppe einem bestehenden Artenpaar zuzuordnen.

Ein Hinweis zur phylogenetischen Position der beiden Arten liefert die Biologie: (1) Eine Lebensweise mit mehreren Larven an der Außenseite von großen Wurzelstöcken zeigen neben *Cheilosia gigantea* und *Cheilosia vulpina* die Arten der *Cheilosia proxima*-Artengruppe. Da eine entsprechende Lebensweise bei keiner weiteren Art der Cheilosini bekannt geworden ist, kann dieses Verhalten als Synapomorphie gewertet werden. (2) Sowohl bei *Cheilosia gigantea* als auch bei *Cheilosia vulpina* schlüpfen einige Larven im Spätsommer und die übrigen, anfangs gleich weit entwickelten Larven erst im folgenden Frühjahr. Ein entsprechendes Verhalten ist von *Cheilosia impressa* beschrieben worden (SCHMID 1999). *Cheilosia aerea* und *Cheilosia proxima*, die mit *Cheilosia impressa* zur *Cheilosia proxima*-Artengruppe gehören, haben ebenfalls zwei Generationen ausgebildet (CLAUSSEN & THOMPSON 1996, ROTHERAY 1988). Das Ausbilden einer - zumindest bei einigen Arten individuenärmeren - zweiten Generation im Jahr könnte daher als weitere Synapomorphie von den Arten der *Cheilosia proxima*-Artengruppe, von *Cheilosia vulpina* und von *Cheilosia gigantea* gedeutet werden.

Cheilosia proxima und *Cheilosia gigantea* sind einander als Imagines morphologisch so ähnlich, dass die Weibchen in Einzelfällen nur schwer unterschieden werden können. *Cheilosia vulpina* wird von früheren Autoren wegen der Gesichtsbehaarung der Imagines nicht mit den übrigen Arten der *Cheilosia proxima*-Artengruppe in Verbindung gebracht. Es wurde jedoch schon mehrfach darauf hingewiesen, dass das Merkmal Gesichtsbehaarung keine monophyletische Gruppe begründet (STUKE 2000, STÄHLS & NYBLOM 1999). Aufgrund von DNA-Merkmalen kommen STÄHLS & NYBLOM (1999) zu dem Schluss, dass *Cheilosia gigantea* und *Cheilosia proxima* Schwesterarten sind und *Cheilosia vulpina* in eine andere Verwandtschaftsgruppe zu stellen ist.

Eine abschließende Einordnung der zwei diskutierten Arten ist nicht möglich. Wegen der widersprechenden Ergebnisse von STÄHLS & NYBLOM (1999) soll hier auch darauf verzichtet werden, das Artenpaar *Cheilosia gigantea* und *Cheilosia vulpina* als *Cheilosia vulpina*-Artengruppe zu benennen.

3.2. *Cheilosia latifrons* (ZETTERSTEDT, 1843)

3.2.1. Material

Grundlage für die Beschreibung der Biologie sind Beobachtungen aus dem nördlichen Harzvorland (Deutschland, Niedersachsen) aus dem Jahr 2000.

Folgendes Material liegt vor: 5 dritte Larvenstadien (12.VI.2000, D, Niedersachsen, Steinbruch im nördlichen Elm, ex *Leontodon hispidus*, leg. Stuke); 1 ♀, 1 Puparienhülle (13.VII.2000, aus Larven vom 12.VI.2000, D, Niedersachsen, Steinbruch im nördlichen Elm, ex *Leontodon hispidus*, leg. Stuke); 1 ♂, 1 Puparienhülle, 3 Puparien (28.VII.2000, dito).

Von außen ist den Pflanzen der Befall mit den Larven nicht anzusehen. Die Larven lassen sich aber relativ leicht finden, indem die Pflanzen ausgegraben werden und der Wurzelstock untersucht wird. Zur Zucht werden die Wurzelstöcke mit den Larven in ein dicht schließendes Gefäß auf feuchte Sägespäne gelegt.

3.2.2. Beschreibung des dritten Larvenstadiums

Integument: Integument schmutzig weiß, nicht durchscheinend.

Thorax: Anterior-dorsaler und ventraler Prothorax nicht auffällig ausgestülpt. Prothoraxplatte kommt vor.

Abdominalsegmente 1-7: Lateralsensillen L2 und L3 nicht durch deutliche Integumentfalte getrennt. Lateralsensille L2 oberhalb von L3. Ventralsensillen V2 und V3 liegen näher zusammen als V1 und V2. Dorsalsensillen A7-D1 und A7-D2 nicht durch eine Integumentfalte getrennt, A7-D1 nicht deutlich hinter A7-D2 und A7-D3. Dorsalsensillen A7-D1, A7-D2 und A7-D3 etwa auf gleicher Höhe wie die Lateralsensille A7-L1.

Analsegment: Hinterstigmen nicht in das Analsegment einziehbar. Analsegment nicht verlängert. Zwischen Dorsalsensille A7-D1 und Hinterstigmen vier quer verlaufende Integumentfalten. Ventral zwischen Sensille A8-7/8 und Hinterstigmen zwei quer verlaufende Integumentfalten. Sensille A8-7/8 durch undeutliche Integumentfalte von A8-9 getrennt. Analsegment dorsal und ventral etwa gleich lang. Kein Analsegmentring ausgebildet. Apikale Analsegmentausstülpungen hoch, mediale und basale Analsegmentausstülpung flach, etwa gleich groß; alle zugespitzt. Keine Analsegmentausstülpung mit Sensille A8-8.

Microtrichien auf Integument: Nur eine Microtrichienform. Diese borstenförmig, gerade bis gebogen, zugespitzt. Microtrichien an der Basis kaum verbreitert. Am Thorax nach anterior keine deutlich veränderte Microtrichienform. Microtrichien fehlen auf ventralem Prothorax und dorsal sowie weniger deutlich ventral auf dem Analsegment. Analsegmentplatte nicht ausgebildet.

Sensillen: Antennen- und Maxillarsensille nicht deutlich getrennt. Antennenzapfen breiter als lang. Sensillen auf dem Integument mit flacher Sensillenspapille; meist zwei borstenförmige, gerade bis gebogene, zugespitzte Sensillenhaare. Sensillenhaare überragen umgebende Microtrichien kaum.

Vorderstigmen: Vorderstigmen höher als breit; apikal 6-7 Stigmenöffnungen mit regelmäßigen Trabeculae.

Hinterstigmen (Fig. 4-5): Maße (n=9): Länge der Hinterstigmen 0,60-0,80 mm ($\emptyset=0,70$ mm), maximale Breite des Stigmentubus 0,42-0,56 mm ($\emptyset=0,48$ mm), Länge des Peritremas 0,18-0,30 mm ($\emptyset=0,25$ mm). Stigmenplatte und Begrenzung des Peritremas etwa parallel. Stigmentubus zum Peritrema nicht konvergierend. Oberfläche von Peritrema glatt bis fein gerieft oder schwach gerunzelt; der Stigmentubus ist deutlich gerunzelt und nur apikal in einem schmalen Bereich glatt. Stigmenplatte zum Stigmentubus umgebogen, ansonsten plan. Stigmenplattenhälften auf einer Ebene, nicht von durchgehender Furche getrennt. 3 Paare teilweise miteinander verschmolzener, ovaler, gebogener Stigmenöffnungen, die den größten Teil der Stigmenöffnung bedecken. Trabeculae unregelmäßig. Stigmennarben deutlich getrennt. Stigmenröhrenhaare kürzer als Stigmenplatte und basal verzweigt.

Pseudocephalon: Mittellappen und Antennenmaxillarlappen ohne Microtrichien. Labiallappen ohne erkennbare Microtrichien. Keine Mundrippen ausgebildet. Antennenmaxillarbasisen schmal getrennt.

Mundhaken (Fig. 6): Dominante Mundhakenspitze (*albipila*-Typ sensu STUKE 2000). 4-5 laterale Mandibelzähne: (von anterior nach posterior) (a) 2-3, etwa gleichgroß, wesentlich kleiner als Mundhakenspitze, (b) 1, etwa so groß wie Mundhakenspitze, (c) 1, etwas kleiner bis wesentlich kleiner als Mundhakenspitze. Keine medialen Mandibelzähne. Keine Kauflächen mit Rippen. Mundhakenhälften laufen nach posterior nicht auseinander. Dorsale Mundhakenbrücke vorhanden. Posterior-dorsales Ende der Mundhaken stumpf, nicht eindeutig definiert. Einschnürung der Mundhaken bei Mandibelsklerit. Dentalsklerit als stärker sklerotisierte Bereich auf dem Mandibellappen weit nach unten reichend, keine ventrale Mundhakenbrücke ausgebildet. Zentrales Mandibelapodem spitz ausgezogen und etwa so lang wie Mundhaken insgesamt. Ausbuchtung an Ansatzstelle des Hypopharyngealsklerits kaum breiter als Ende der Längsstreben.

Hypopharyngealsklerit (Fig. 6): Längsstreben posterior mit Tentoropharyngealsklerit verschmolzen. Längsstreben posterior nicht verschmälert, anterior verbreitert. Querverstrebung mit deutlicher Spange, mit Längsstreben verschmolzen und nach ventral hervorstehend. - **Tentoropharyngealsklerit** (Fig. 6): Sklerotisierung wie Längsstreben. Posteriorer Teil des Tentoriums zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm ausgebuchtet. Bereich zwischen Dorsalsklerit und anterioren Tentoriumarmen vollständig sklerotisiert. Dorsaler Tentoriumarm lang, etwas länger als ventraler Tentoriumarm. Ventraler Tentoriumarm in etwa gleich langen medialen und lateralen Teil endend. Medialer ventraler Tentoriumarm zugespitzt. Lateraler ventraler Tentoriumarm schwächer sklerotisiert, diffus endend. Dorsalsklerit mit Tentoropharyngealsklerit verschmolzen. Dorsales Phragma länger als Pharynxfilter. Ventrales Phragma etwa so lang wie Pharynxfilter, posterior ausgebuchtet. Dorsales und ventrales Phragma überlappen deutlich.

Akzessorische Sklerite: Parastomale Streben anterior mit Epipharyngealplatte verschmolzen. Labialsklerite dreieckig.

Verdauungstrakt und Analorgan (Fig. 6): Pharynxfilter mit 9 Filterrippen. Filterrippenfilamente lichtmikroskopisch nicht nachweisbar. Laterale Pharynxflügelverstärkung nicht nachgewiesen. Pharynxfilter dorsal ohne Sklerotisierung. Keine sklerotisierten Platten am Pharynxausgang. Analöffnung längs-oval. Analorgan reduziert.

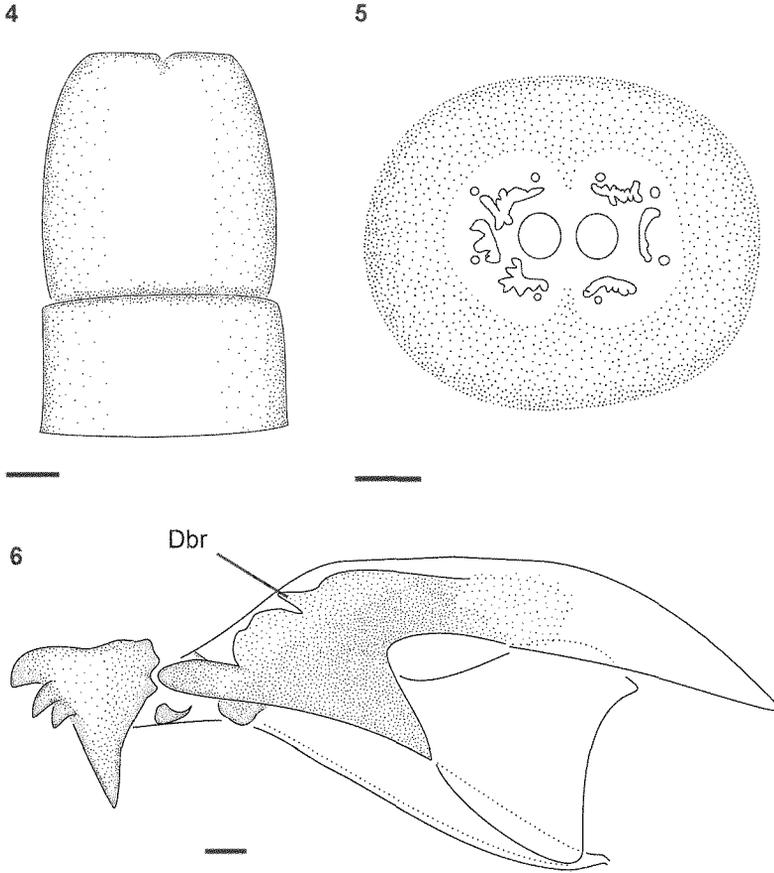


Fig. 4-6: Drittes Larvenstadium von *Cheilosia latifrons* (ZETTERSTEDT, 1843). Maßstrich: 0,1 mm. - **4:** Hinterstigma dorsal (Oberflächenstruktur nicht dargestellt); - **5:** Stigmaplatte (Stigmenrüsenhaare nicht dargestellt); - **6:** Cephalopharyngealskelett lateral (kleine laterale Mundhakenzähne, Mandibelapodem und lateraler ventraler Tentoriumarm nicht dargestellt). - [Dbr: Dorsalbrücke].

3.2.3. Diagnose des dritten Larvenstadiums

Anhand folgender Merkmalskombination unterscheidet sich das dritte Larvenstadium von *Cheilosia latifrons* von allen anderen bisher bekannten Syrphiden-Larven: Apikaler Analsegmentlappen hoch, basaler und medialer flach; Microtrichien borstenförmig, basal kaum verbreitert; 3 Paare ovaler, gebogener Stigmaöffnungen, die den größten Teil der Stigmaplatte belegen; Stigmaplattenhälfte nicht durch Furche getrennt; Mittellappen ohne Microtrichien; Mandibellappen ohne Mundrippen; zumindest ein lateraler Mandibelzahn etwa so groß wie Mundhakenspitze; Mundhaken ohne Rippen auf Kauflächen; dorsale Mundhakenbrücke ausgebildet, ventrale Mundhakenbrücke fehlt; ventrales und dorsales Phragma überlappen.

Mit dem Bestimmungsschlüssel 2 von STUKE (2000) gelangt man zu Alternative 14 (nur die untere Alternative bei 12, „ventrale und dorsale Mundhakenbrücke ausgebildet“ muss ersetzt werden durch: „dorsale Mundhakenbrücke ausgebildet“). Ab Alternative 14 muss der Bestimmungsschlüssel wie folgt geändert werden:

- (14) keine Kaufläche mit Rippen; Vorderstigmen mindestens so hoch wie breit; Hinterstigmen nur mit jeweils drei Stigmenöffnungen, Trabeculae unregelmäßig; mediale Mandibelzähne fehlen. 15
- Kauflächen mit Rippen vorhanden; Vorderstigmen breiter als hoch; Hinterstigmen mit mindestens 3 Stigmenöffnungen, Trabeculae regelmäßig; mediale Mandibelzähne vorhanden. *Dasychilosia*
- (15) alle lateralen Mandibelzähne deutlich kleiner als Mundhakenspitze; Stigmenöffnungen nicht miteinander verschmolzen; ventrale Mundhakenbrücke ausgebildet; zwischen A7-D1 und Hinterstigmen 2 Querfalten; Microtrichien auf Abdominalsegmenten basal breiter als Abstand voneinander; Microtrichien dorsal auf A8 nicht reduziert; Vorderstigmen höchstens mit 5 Stigmenöffnungen; Stigmenplattenhälften durch Furche getrennt; Stigmenplatte nicht zum Stigmentubus umgewölbt; lebt in der Rosette von *Pilosella* spp.
- *C. urbana*-Artengruppe und *Cheilosisia spec. (aus Pilosella)*
- zumindest ein Mandibelzahn etwa so groß wie Mundhakenspitze; Stigmenöffnungen teilweise miteinander verschmolzen; ventrale Mundhakenbrücke fehlt; zwischen A7-D1 und Hinterstigmen 4 Querfalten; Microtrichien auf Abdominalsegmenten basal nicht breiter als Abstand voneinander; Microtrichien dorsal auf A8 reduziert; Vorderstigmen mit mehr als 5 Stigmenöffnungen; Stigmenplattenhälften nicht durch Furche getrennt; lebt an der Wurzel von *Leontodon* spp.
- *C. latifrons*

3.2.4. Beobachtungen zur Biologie

Nahrungspflanzen: Bislang ist neben den hier aufgeführten Beobachtungen an *Leontodon hispidus* nur noch die Eiablage an *Leontodon autumnalis* ssp. *autumnalis* bekannt geworden (SCHMID & GROSSMANN 1996).

Eiablage: Eigene Beobachtungen zum Eiablageverhalten liegen nicht vor, eine detaillierte Beschreibung liefern SCHMID & GROSSMANN (l. c.). Da meist einzelne Larven gefunden wurden, ist von der Ablage jeweils eines Eies pro Pflanze auszugehen. Die hier gefundenen Eiablageorte befinden sich an einem Weg am Rand eines Steinbruches auf kalkhaltigem Grund.

Nutzung der Nahrungspflanzen und Fraßstrategien: Die Larven fressen im oder am Rand der Wurzeln. Ein Fraßgang ist nur angedeutet und kaum länger als die Larve selbst. In der Regel wird eine Larve je Pflanze gefunden. In einem Fall wurden drei Larven in sehr eng nebeneinander stehenden und zum Teil verwachsenen Pflanzen nachgewiesen.

Diapause: Das Vorkommen einer Prothoraxplatte deutet auf ein präpupales Stadium hin (STUKE 2000). Dies widerspricht der Tatsache, dass relativ schnell die Verpuppung und der anschließende Schlupf stattfindet. Verschiedene Erklärungen sind denkbar: (a) Eine Prothoraxplatte wird auch dann gebildet, wenn keine Diapause stattfindet. (b) Die Diapause ist extrem kurz. (c) Einige Larven führen eine Diapause durch und schlüpfen erst im nächsten Jahr, während andere Larven keine Diapause durchführen und eine zweite Generation bilden. Welche der drei Erklärung zutrifft ist, kann hier nicht geklärt werden.

Verpuppung: Beobachtungen zur Verpuppung liegen nicht vor.

Überwinterung: Der Frühjahrsfund von Puparien im Spülsaum (LUNDBECK 1916) wird von BARKEMEYER (1994) als Hinweis auf eine Überwinterung als Puppe gedeutet.

Phänologie: Die Phänologie der Imagines von *Cheilosia latifrons* deutet auf eine bivoltine Entwicklung hin (BARKEMEYER 1994, STUKE unpubl.). Dies entspricht den Ergebnissen der Zuchten. Inwieweit eine univoltine Entwicklung bei einzelnen Individuen vorkommt, muss offen bleiben.

Vergesellschaftung: An den von *Cheilosia latifrons* genutzten Pflanzen wurden regelmäßig Larven einer nicht näher bestimmten Schaumzikade (Cercopidae) nachgewiesen.

Parasiten: Nachweise von Parasiten liegen bislang nicht vor.

Literatur: LUNDBECK (1916), BARKEMEYER (1994), SCHMID & GROSSMANN (1996).

3.2.5. Anmerkungen zur phylogenetischen Einordnung

Die Larvalmorphologie von *Cheilosia latifrons* liefert keine Hinweise zur phylogenetischen Einordnung. Eine Computeranalyse stellt *Cheilosia latifrons* als Schwesterart zu *Cheilosia bergenstammi*. Dieses Ergebnis interpretieren wir als Gruppierung aufgrund von Konvergenzen („long branch attraction“): (a) Der Konsistenz-Index CI der kürzesten Bäume ist 0,60 und auch der Schiefewert g_1 von -0,37 deutet auf eine hohe Konvergenz innerhalb des Datensatzes hin. (b) Die *Dasychilosia*, zu denen *Cheilosia bergenstammi* gehört, sind eine sehr gut begründete monophyletische Gruppe, deren Larven meist so ähnlich sind, dass eine Artbestimmung nicht möglich ist (STUKE 2000). Dass sich innerhalb dieser vermutlich jungen Artengruppe eine Art innerhalb relativ kurzer Zeit morphologisch so unterschiedlich entwickelt hat, ist unwahrscheinlich. (c) Auch morphologische Merkmale der Imagines sprechen gegen eine Zuordnung von *Cheilosia latifrons* in die Verwandtschaft von *Cheilosia bergenstammi* (CLAUSSEN mdl. Mitteilung).

Die biologischen Merkmale liefern ebenfalls keine Hinweise, die eine Einordnung innerhalb der Gattung *Cheilosia* zulassen. Bemerkenswerterweise ist *Leontodon spec.*, die Nahrungspflanze von *Cheilosia latifrons*, eng mit *Taraxacum officinale*, der Nahrungspflanze von *Cheilosia flavipes* (PANZER, 1798), verwandt. *Cheilosia latifrons* und *Cheilosia flavipes* können aufgrund morphologischer Merkmale der Imagines als nahe verwandte Arten betrachtet werden (CLAUSSEN mdl. Mitteilung). Die Larven von *Cheilosia flavipes* sind bislang noch nicht beschrieben, so dass eine larvalmorphologische Auswertung derzeit nicht möglich ist.

Da keine Zuordnung von *Cheilosia latifrons* zu einer bestehenden Artengruppe möglich ist, sollte die Art vorläufig separat behandelt werden und von der *Cheilosia latifrons*-Artengruppe gesprochen werden.

3.3. *Cheilosia pubera* (ZETTERSTEDT, 1838)

3.3.1. Material

Grundlage für die Beschreibung der Biologie sind Beobachtungen aus Jütland (Dänemark) sowie dem Harz (Deutschland, Niedersachsen) seit 2000.

Folgendes Material liegt vor: 1 drittes Larvenstadium (13.VII.2000, aus Larve vom 02.VI.2000, D, Niedersachsen, Harz, Andreasbergertal / Leimenztal NW Zorge, ex *Geum rivale*, leg. Stuke); 1 Puparienhülle (19.III.2000, DK, Jütland, Bjerringbro, EJ NH34, leg. Carstensen); 1 zweites Larvenstadium (09.VII.2000, DK, Jütland, Bjerringbro, EJ NH34, ex *Geum rivale*, leg. Carstensen); 3 zweite Larvenstadien (16.VII.2000, dito); 1 drittes Larvenstadium, 3 zweite Larvenstadien (24.VII.2000, dito); 1 drittes Larvenstadium (ohne Datum, dito); 1 ♂, 1 Puparienhülle (19.III.2001, aus Larve vom 25.IX.2000, Puppe am 01.X.2000, DK, Jütland, Bjerringbro, EJ NH34, ex *Geum rivale*, leg. Carstensen); 1 ♂, 1 Puparienhülle (07.III.2001, dito).

Leicht können die auffallend weißen Eier an der Blattbasis oder über gewelkten Blattstängeln gefunden werden. Befallene Pflanzen von *Geum rivale* sind nur schwer zu erkennen. In wenigen Fällen ist das Eingangsloch der Larve nach näherer Untersuchung zu finden. Es ist notwendig, die Pflanzenstängel bis zum Beginn der Wurzel aufzuschneiden. Meist wird dabei zunächst der Fraßgang entdeckt. Die Larven sind vor allem in ausgewachsenem Zustand im August und September zu finden. Die Zucht kann gelingen, indem der Wurzelstock der befallenen Pflanze mit den Larven in feuchten Sand gesteckt wird. Diese Zuchtmethode verlief allerdings wenig erfolgreich.

3.3.2. Beschreibung des dritten Larvenstadiums

Integument: Integument schmutzig bräunlich, nicht durchscheinend.

Thorax: Anterior-dorsaler und ventraler Prothorax nicht auffällig ausgestülpt. Prothoraxplatte kommt vor.

Abdominalsegmente 1-7: Lateralsensillen L2 und L3 nicht durch deutliche Integumentfalte getrennt. Lateralsensille L2 liegt teilweise deutlich, teilweise flach oberhalb von L3. Ventralsensillen V2 und V3 liegen näher zusammen als V1 und V2. Dorsalsensillen A7-D1 und A7-D2 nicht durch eine Integumentfalte getrennt, A7-D1 nicht deutlich hinter A7-D2 und A7-D3. Dorsalsensillen A7-D1, A7-D2 und A7-D3 etwa auf gleicher Höhe wie die Lateralsensille A7-L1.

Analsegment: Hinterstigmen nicht in das Analsegment einziehbar. Analsegment nicht verlängert. Zwischen Dorsalsensille A7-D1 und Hinterstigmen eine quer verlaufende Integumentfalte. Ventral zwischen Sensille A8-7/8 und Hinterstigmen eine quer verlaufende Integumentfalte. Sensille A8-7/8 durch Integumentfalte von A8-9 getrennt. Analsegment dorsal länger als ventral. Kein Analsegmenttring ausgebildet. Alle Analsegmentausstülpungen flach, apikale am längsten, basale am kürzesten; alle zugespitzt. Keine Analsegmentausstülpung mit Sensille A8-8.

Microtrichien auf Integument: Nur eine Microtrichienform auf dem Abdomen. Diese kegelförmig, gerade bis gebogen, zugespitzt bis abgerundet. Microtrichien teilweise

an der Basis breiter als ihr Abstand voneinander. Am Thorax nach anterior keine auffälligen Veränderungen der Microtrichien. Auf dem anterior-dorsalen Prothorax in dem Bereich vor der Prothoraxplatte und auf dem lateralen Prothorax zusätzliche haarförmige Microtrichien. Microtrichien teilweise auf dem Abdominalsegment 7 und auf dem Analsegment breiter, flacher, stärker abgerundet und teilweise verschmolzen. Verschmelzung der dorsalen Microtrichien auf dem Analsegment als Übergangsform zu einer Analsegmentplatte. Microtrichien bedecken das gesamte Integument.

Sensillen: Antennen- und Maxillarsensille nicht deutlich getrennt. Antennenzapfen etwa so breit wie lang. Sensillen auf dem Integument mit flacher Sensillenpapille. 2 borstenförmige, gerade bis gebogene, abgerundete Sensillenhaare. Sensillenhaare überragen umgebende Microtrichien deutlich.

Vorderstigmen: Vorderstigmen höher als breit; apikal 7-9 Stigmenöffnungen mit regelmäßigen Trabeculae.

Hinterstigmen (Fig. 7-8): Maße ($n=5$): Länge der Hinterstigmen 0,64-0,80 mm ($\bar{\varnothing}=0,70$ mm), maximale Breite des Stigmentubus 0,34-0,38 mm ($\bar{\varnothing}=0,36$ mm), Länge des Peritremas 0,20-0,28 mm ($\bar{\varnothing}=0,25$ mm). Stigmenplatte und Begrenzung des Peritremas etwa parallel. Stigmentubus zum Peritrema nicht konvergierend. Das Peritrema ist auffällig breiter als der Stigmentubus. Oberfläche von Peritrema grob gerieft bis gerunzelt, nach basal ähnelt das Peritrema immer mehr dem Integument, eine scharfe Abgrenzung ist nicht möglich. Der Stigmentubus ist grob gerieft bis gerunzelt, apikal deutlich glatter. Stigmenplatte zum Stigmentubus umgebogen, ansonsten plan. Stigmenplattenhälften auf einer Ebene, bei einzelnen Tieren auch in einem Winkel von unter 180° , nicht von durchgehender Furche getrennt. 3 Paare ovaler bis länglicher, gebogener Stigmenöffnungen. Trabeculae unregelmäßig, Stigmennarben deutlich getrennt. Stigmenröhrenhaare kürzer als Stigmenplatte und basal verzweigt.

Pseudocephalon: Mittellappen mit zentralen Microtrichien borsten- bis kegelförmig, gerade bis gebogen, zugespitzt; zu den Seiten hin werden die Microtrichien wesentlich länger (haarförmig). Antennenmaxillarlappen ohne Microtrichien. Labiallappen mit Microtrichien. Mundrippen schwach ausgebildet, Mundrippenfilamente sind lichtmikroskopisch nicht zu erkennen. Antennenmaxillarbasis verschmolzen.

Mundhaken (Fig. 9): Dominante Mundhakenspitze (*albipila*-Typ sensu STUKE 2000). 1-3 laterale Mandibelzähne: (a) 1, wenig kleiner als Mundhakenspitze; (b) 0-2 deutlich kleiner als Mundhakenspitze. Keine medialen Mandibelzähne. Keine Kaufläche mit Rippen. Mundhakenhälften laufen nach posterior nicht auseinander. Dorsale Mundhakenbrücke fehlt. Posterior-dorsales Ende der Mundhaken spitz auslaufend. Einschnürung der Mundhaken bei Mandibelsklerit. Dentalsklerit als stärker sklerotierter Bereich auf dem Mandibellappen weit nach unten reichend, ventrale Mundhakenbrücke nicht ausgebildet, obwohl sich die beiden Mundhakenseiten ventral annähern. Zentrales Mandibelapodem zugespitzt und etwa so lang wie Mundhaken insgesamt. Ausbuchtung an Ansatzstelle des Hypopharyngealsklerits nicht ausgebildet.

Hypopharyngealsklerit (Fig. 9): Längsstreben posterior mit Tentoropharyngealsklerit verschmolzen. Längsstreben posterior nicht verschmälert, anterior verbreitert. Reste der Querverstrebung sind nur als schwach sklerotisierte Bereiche ventral der Längsstreben zu erkennen. Eine daran ansetzende Spange konnte nachgewiesen werden.

Tentoropharyngealsklerit (Fig. 9): Sklerotisierung wie Längsstreben. Posteriorer Teil des Tentoriums zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm ausgebuchtet. Bereich

zwischen Dorsalsklerit und anterioren Tentoriumarmen vollständig sklerotisiert. Dorsaler Tentoriumarm lang, nur wenig länger als ventraler Tentoriumarm. Ventraler Tentoriumarm lang, nur in medialen Teil endend. Medialer ventraler Tentoriumarm zugespitzt, schwach sklerotisiert. Dorsalsklerit fehlend. Dorsales Phragma etwa so lang wie Pharynxfilter. Ventrales Phragma stark reduziert, kürzer als Pharynxfilter, posterior nicht ausgebuchtet. Dorsales und ventrales Phragma überlappen nicht.

Akzessorische Sklerite: Epipharyngealplatte nicht nachgewiesen. Labialsklerite dreieckig.

Verdauungstrakt und Analorgan (Fig. 9): Pharynxfilter mit 9 Filterrippen. Filterrippenfilamente deutlich. Laterale Pharynxflügelverstärkung nicht nachgewiesen. Pharynxfilter dorsal ohne Sklerotisierung. Keine ventrale oder dorsale Pharynxausgangplatte. Analöffnung längs-oval. Analorgan reduziert.

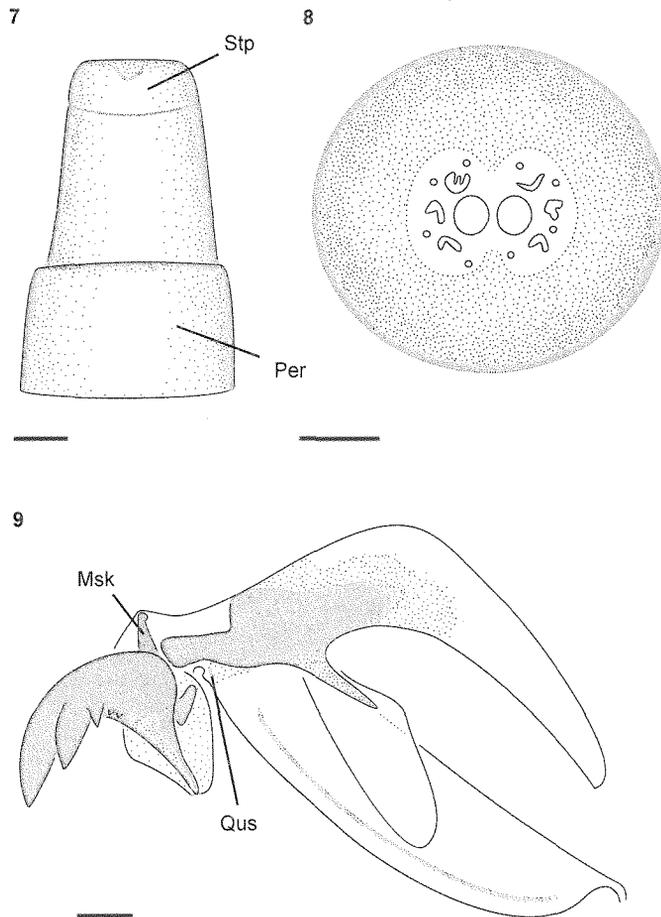


Fig. 7-9: Drittes Larvenstadium von *Cheilosia pubera* (ZETTERSTEDT, 1838). Maßstrich: 0,1 mm. - 7: Hinterstigma dorsal (Oberflächenstruktur nicht dargestellt); - 8: Stigmenplatte (Stigmenrüsenhaare nicht dargestellt); - 9: Cephalopharyngealskelett lateral (Mandibelapodem nicht dargestellt). - [Msk: spitz nach dorsal ausgezogenes Mandibelsklerit, Per: Peritrema, Qus: nur als schwach sklerotisierter Bereich erkennbare Querverstrebung, Stp: zum Stigmentubus umgebogene Stigmenplatte].

3.3.3. Diagnose des dritten Larvenstadiums

Anhand folgender Merkmalskombination unterscheidet sich das dritte Larvenstadium von *Cheilosia pubera* von allen anderen bisher bekannten Syrphiden-Larven: Analsegment dorsal länger als ventral, Hinterstigmen daher ventral inseriert. Analsegmentplatte angedeutet. Anterior-dorsaler Prothorax mit auffällig abweichenden haarförmigen Microtrichien. Mittellappen mit Microtrichien, die zu den Seiten länger (haarförmig) werden. Mundhaken vom *albipila*-Typ. Ein lateraler Mandibelzahn fast so groß wie Mundhakenspitze, keine medialen Mandibelzähne. Querverstrebung der Längsstreben höchstens als schwach sklerotisierter Bereich angedeutet.

Mit dem Bestimmungsschlüssel 2 von STUKE (2000) gelangt man zur Untergattung *Nigrocheilosia*. Der entsprechende Bestimmungsschlüssel für die bisher bekannt gewordenen Arten muss folgendermaßen abgeändert werden:

- (1) Dorsale Mundhakenbrücke ausgebildet; Hinterstigmen apikal, in der Mitte des Analsegmentes inseriert; 1-2 Sensillenhaare je Sensille; Vorderstigmen mit höchstens 5 Stigmenöffnungen; lebt in Crassulaceae und Saxifragaceae. (2)
- Dorsale Mundhakenbrücke fehlt; Hinterstigmen deutlich ventral inseriert; 2 Sensillenhaare je Sensille; Vorderstigmen mit mindestens 5 Stigmenöffnungen; lebt in *Primula* spp. oder *Geum rivale*. (3)
- (2) Kaufläche mit 4-5 Rippen; posterior dorsales Ende der Mundhaken nicht spitz ausgezogen; Querverstrebung fehlt; Sklerotisierung des Tentoriums und des dorsalen Tentoriumarms reduziert; Dorsalsklerit fehlt; Ventralflügel etwa so lang wie Cibarium-Pharynx. ***Cheilosia* spec. (aus *Saxifraga*)**
- Kaufläche ohne Rippen; posterior dorsales Ende der Mundhaken spitz ausgezogen; Querverstrebung vorhanden; Sklerotisierung des Tentoriums und des dorsalen Tentoriumarms normal; Dorsalsklerit zu Dorsalbrücke verschmolzen; Ventralflügel deutlich kürzer als Cibarium-Pharynx. ***C. caerulescens* (MEIGEN, 1822)**
- (3) Analsegmentplatte ausgebildet, dorsal auf dem Analsegment daher keine Integumentfalten; Analsegmentausstülpungen fehlen. ***C. antiqua* (MEIGEN, 1822)**
- Keine Analsegmentplatte ausgebildet; dorsal auf dem Analsegment Integumentfalten zu erkennen; Analsegmentausstülpungen ausgebildet. (4)
- (4) Prothorax um Mundöffnung mit dichten haarförmigen Microtrichien; Analsegmentausstülpungen flach; Mundhaken mit einer dominanten Mundhakenspitze (*albipila*-Typ); keine Kaufläche mit Rippen; keine Querverstrebung vorhanden; Tentorium stärker sklerotisiert; Dorsalbrücke fehlt; lebt in *Geum rivale*. ***C. pubera* (ZETTERSTEDT, 1838)**
- Prothorax um Mundöffnung ohne dichte haarförmige Microtrichien; Analsegmentausstülpungen hoch; Mundhakenspitze nicht dominierend (*longula*-Typ); Kaufläche mit Rippen; Querverstrebung vorhanden; Tentorium schwächer sklerotisiert; Dorsalbrücke mit Tentorium verschmolzen; lebt in *Primula auricula*. ***C. laeiventris* LOEW, 1857**

3.3.4. Beobachtungen zur Biologie

Nahrungspflanzen: Bislang ist nur *Geum rivale* als Nahrungspflanze von *Cheilosia pubera* bekannt geworden.

Eiablage: Das Eiablageverhalten von *Cheilosia pubera* entspricht den Beobachtungen an anderen *Cheilosia*-Arten (DOCZKAL 1996, HÖVEMEYER 1995, STUKE 1996). Das früheste Funddatum von Eiern ist der 1. Mai. Die meisten Eier wurden ab Mitte Mai gefunden. Das Ei wird direkt an der Pflanze abgelegt, meistens an der Basis der Blätter oder am basalen Teil des Blattstängels an welken Blattresten. In der Regel wird ein Ei pro Pflanze abgelegt, seltener 2-5, in einem Fall wurde eine Pflanze mit 16 Eiern gefunden. In allen untersuchten Pflanzen wurde jedoch nur jeweils eine Larve beobachtet. Die Eier sitzen nicht fest an der Pflanze und fallen leicht ab. Zur Eiablage werden *Geum rivale* Bestände innerhalb oder am Rand von Erlenbruchwäldern gewählt.

Nutzung der Nahrungspflanzen und Fraßstrategien: Nach dem Schlupf dringen die Larven, die aus Eiern von Blattstängeln schlüpfen, oberhalb eines anderen Blattes in den Hauptspross ein. Die Larve bildet hier einen Fraßgang von 1-2 cm Länge. Dieser Fraßgang kann sich bis zu 15 cm ober- oder unterhalb des Beginns des Pflanzenstängels befinden.

Diapause: Das Vorkommen einer Prothoraxplatte deutet auf ein präpupales Stadium hin (STUKE 2000).

Verpuppung: Im September und Oktober verlässt die Larve die Pflanze durch dieselbe Öffnung, durch die sie in die Pflanze eingedrungen ist, um sich in der Erde zu verpuppen.

Überwinterung: Die Überwinterung erfolgt als Puppe.

Phänologie: Aufgrund der hier vorgestellten Beobachtungen zur Biologie und auf Grund der Phänologie der Imagines (BARKEMEYER 1994, TORP 1994) ist von einer einjährigen Entwicklung auszugehen.

Vergesellschaftung: Vergesellschaftung mit anderen Insekten konnte bislang nicht festgestellt werden.

Parasiten: Nachweise von Parasiten liegen bislang nicht vor.

Literatur: -.

3.3.5. Anmerkungen zur phylogenetischen Einordnung

Aufgrund der Larvalmorphologie ist *Cheilosia pubera* in die Untergattung *Nigrocheilosia* zu stellen. Alle Merkmale, die bei STUKE (2000) als Synapomorphien der *Nigrocheilosia* gewertet werden, finden sich bei *Cheilosia pubera*. Nur der reduzierte Ventralflügel entspricht nicht den Erwartungen - dieses Merkmal wird für die Anordnung der Artengruppen genutzt. Auch mit einer Maximum Parsimony Analyse wird *Cheilosia pubera* in die Untergattung *Nigrocheilosia* gestellt. Diese Einstufung entspricht denjenigen aufgrund morphologischer Merkmale der Imagines und DNA Merkmalen (STÄHLS & BARKALOV 1999, STÄHLS & NYBLOM 1999).

Innerhalb der *Nigrocheilosia* wird *Cheilosia pubera* bei der Maximum Parsimony Analyse als Schwesterart zu *Cheilosia antiqua* gestellt (Fig. 10). Dies fügt sich gut in den Vorschlag von STÄHLS & BARKALOV (1999), die Untergattung *Nigrocheilosia* von der *Cheilosia caeruleascens*-Artengruppe zu trennen.

Die Beobachtungen zur Larvalbiologie liefern keine weiteren Hinweise zur phylogenetischen Position von *Cheilosia pubera*.



Fig. 10: Anordnung von fünf Arten der *Nigrocheilosia* nach einer Maximum Parsimony Analyse larvalmorphologischer Merkmale.

3.4. *Cheilosia vulpina* (MEIGEN, 1822)

3.4.1. Material

Grundlage für die Beschreibung der Biologie sind Beobachtungen aus Jütland (Dänemark), dem nördlichen Harzvorland (Deutschland, Niedersachsen) und dem Kaiserstuhl (Deutschland, Baden-Württemberg) seit 2000.

Folgendes Material liegt vor: 33 dritte Larvenstadien (26.VII.2000, D, Niedersachsen, Landkreis Wolfsburg, Hattorfer Holz, ex *Arctium minus*, leg. Stuke); 14 dritte Larvenstadien (20.VII.2000, D, Niedersachsen, Landkreis Wolfsburg, Flechtdorfer Buchenberg, ex *Arctium spec.*, leg. Stuke); 1 ♂, 1 ♀, 1 Puparienhülle (10.VIII.2000, aus drittem Larvenstadium vom 20.VII.2000, D, Niedersachsen, Landkreis Wolfsburg, Flechtdorfer Buchenberg, ex *Arctium spec.*, leg. Stuke); 3 ♂, 2 Puparienhüllen (12.VIII.2000, dito); 1 ♂, 4 ♀, 5 Puparienhüllen (15.VIII.2000, dito); 1 ♂, 1 Puparienhülle, 1 drittes Larvenstadium (06.IX.2000, dito); 1 ♂, 1 Puparienhülle (24.III.2001, dito); 2 ♂, 2 ♀, 4 Puparienhüllen (29.III.2001, dito); 1 ♀, 2 Puparienhüllen, 1 Puparium (30.III.2001, dito); 1 ♂, 2 ♀, 3 Puparienhüllen, 1 drittes Larvenstadium (05.VIII.2001, aus drittem Larvenstadium vom 10.VII.2001, D, Baden-Württemberg, Kaiserstuhl, Haselschacher Buck, ex *Arctium lappa*, leg. Stuke); 1 ♀, 1 Puparienhülle (07.VIII.2001, dito); 3 dritte Larvenstadien (08.VII.2000, DK, Jütland, Ulstrup Skov, EJ NH45, ex *Arctium lappa*, leg. Carstensen).

Die Larven lassen sich leicht nachweisen, indem *Arctium*-Pflanzen aus dem Boden gezogen werden und die Wurzel von außen nach Larven abgesucht wird. Für die Zucht ist es ausreichend, die komplette Wurzel in ein dicht schließendes Gefäß auf feuchte Sägespäne zu legen.

3.4.2. Beschreibung des dritten Larvenstadiums

Integument: Integument schmutzig weiß, nicht durchscheinend.

Thorax: Anterior-dorsaler und ventraler Prothorax nicht auffällig ausgestülpt. Prothoraxplatte kommt vor.

Abdominalsegmente 1-7: Lateralsensillen L2 und L3 nicht durch deutliche Integumentfalte getrennt. Lateralsensille L2 liegt deutlich oberhalb von L3. Ventrialsensillen V2 und V3 liegen näher zusammen als V1 und V2. Dorsalsensillen A7-D1 und A7-D2 nicht durch eine Integumentfalte getrennt, A7-D1 nicht deutlich hinter A7-D2 und A7-D3. Dorsalsensillen A7-D1, A7-D2 und A7-D3 etwa auf gleicher Höhe wie die Lateralsensille A7-L1.

Analsegment: Hinterstigmen nicht in das Analsegment einziehbar. Analsegment nicht verlängert. Zwischen Dorsalsensille A7-D1 und Hinterstigmen eine quer verlaufende Integumentfalte. Ventral zwischen Sensille A8-7/8 und Hinterstigmen zwei quer verlaufende Integumentfalten. Sensille A8-7/8 vollständig durch Integumentfalte von A8-9 getrennt. Analsegment dorsal und ventral etwa gleich lang. Kein Analsegmentring ausgebildet. Basale und apikale Analsegmentausstülpungen gleich lang; mediale Analsegmentausstülpung flach; alle zugespitzt. Keine Analsegmentausstülpung mit Sensille A8-8.

Microtrichien auf Integument: Nur eine Microtrichienform. Diese kegelförmig, gerade, zugespitzt bis abgerundet, an den Spitzen verdunkelt. Microtrichien an der Basis breiter als ihr Abstand voneinander. Am Thorax nach anterior Übergang zu kürzeren, schmaleren (kegelförmigen) Microtrichien. Microtrichien auf dem Analsegment breiter und stumpfer werdend, teilweise verschmolzen. Microtrichien bedecken das gesamte Integument. Analsegmentplatte nicht ausgebildet.

Sensillen: Antennen- und Maxillarsensille nicht deutlich getrennt. Antennenzapfen breiter als lang. Sensillen auf dem Integument mit flacher Sensillenpapille, laterale Sensillen auch mit höheren Papillen. 2-4 borstenförmige, gerade bis gebogene, zugespitzte Sensillenhaare. Regelmäßig zusätzlich wesentlich kleinere und unauffälligere Sensillenhaare. Sensillenhaare überragen umgebende Microtrichien deutlich. Prothorax mit 11 Sensillenpaaren, Mesothorax mit 8, Metathorax mit 9, A1-A7 mit jeweils 10 und Analsegment mit 6 Sensillenpaaren.

Vorderstigmen: Vorderstigmen höher als breit; apikal 5-7 Stigmenöffnungen mit regelmäßigen Trabeculae.

Hinterstigmen (Fig. 11-12): Maße (n=10): Länge der Hinterstigmen 0,36-0,52 mm ($\varnothing=0,44$ mm), maximale Breite des Stigmentubus 0,48-0,64 mm ($\varnothing=0,56$ mm), Länge des Peritremas 0,12-0,20 mm ($\varnothing=0,17$ mm). Stigmenplatte und Begrenzung des Peritremas etwa parallel. Stigmentubus zum Peritrema nicht deutlich konvergierend. Oberfläche von Peritrema deutlich gerieft; der Stigmentubus ist basal gerunzelt und apikal glatt bis schwach gerunzelt. Stigmenplatte zum Stigmentubus umgebogen, ansonsten plan. Bei einzelnen Tieren ist die Grenze der umgebogenen Stigmenplatte zum anschließenden breiteren Stigmentubus sehr deutlich (in Fig. 11 dargestellt). Stigmenplattenhälften auf einer Ebene, bei einzelnen Tieren auch in einem Winkel von wenig unter 180°, von durchgehender Furche getrennt. 4 Paare länglicher, gebogener und selten gewundener Stigmenöffnungen. Trabeculae regelmäßig. Stigmennarben deutlich getrennt. Stigmandrüsenhaare kürzer als Stigmenplatte und basal verzweigt.

Pseudocephalon: Mittellappen mit borsten- bis kegelförmigen, gebogenen, zugespitzten Microtrichien. Außer den zentralen Microtrichien auf dem Antennenmaxillarlappen auch seitlich davon jeweils ein deutlich abgesetztes Microtrichienfeld. Antennenmaxillarlappen ohne Microtrichien. Labiallappen mit borsten- bis kegelförmigen, geraden, zugespitzten bis abgerundeten Microtrichien. Mundrippen ausgebildet, Mundrippenfilamente sind lichtmikroskopisch nicht zu erkennen. AntennenmaxillARBASen verschmolzen, breiter als hoch.

Mundhaken (Fig. 13): Dominante Mundhakenspitze (*albipila*-Typ sensu STUKE 2000). 0-4 laterale Mandibelzähne: etwa gleichgroß, wesentlich kleiner als Mundhakenspitze, stumpf und breit. 0-4 mediale Mandibelzähne entsprechend wie laterale ausgebildet. Kaufläche mit 4-8 Rippen. Mundhakenhälften laufen nach posterior nicht auseinander. Dorsale Mundhakenbrücke schwach sklerotisiert oder fehlend. Posterior-dorsales Ende der Mundhaken stumpf, nicht eindeutig definiert. Einschnürung der Mundhaken bei Mandibelsklerit. Mandibelsklerit deutlich durch stärkere Sklerotisierung vom übrigen Mundhaken abgegrenzt. Dentalsklerit nicht als stärker sklerotisierter Bereich auf dem Mandibellappen zur ventralen Mundöffnung reichend. Ventrale Mundhakenbrücke nur schwach sklerotisiert. Zentrales Mandibelapodem abgerundet und etwa so lang wie Mundhaken insgesamt. Ausbuchtung an Ansatzstelle des Hypopharyngealsklerits kaum breiter als Ende der Längsstreben.

Hypopharyngealsklerit (Fig. 13): Längsstreben posterior mit Tentoropharyngealsklerit verschmolzen. Längsstreben posterior nicht verschmälert, anterior schwach verbreitert. Querverstrebung mit deutlicher Spange, mit Längsstreben verschmolzen und nach ventral hervorstehend.

Tentoropharyngealsklerit (Fig. 13): Sklerotisierung wie Längsstreben. Bereich zwischen Dorsalsklerit und anterioren Tentoriumarmen vollständig sklerotisiert. Dorsaler Tentoriumarm lang, etwa so lang wie ventraler Tentoriumarm. Ventraler Tentoriumarm nur in medialen Teil endend. Medialer ventraler Tentoriumarm zugespitzt. Zusätzliche Ausstülpung zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm, posteriorer Teil des Tentoriums daher nicht ausgebuchtet. Seitenplatten des Tentoriums sehr breit. Dorsalsklerit mit Tentoropharyngealsklerit verschmolzen. Dorsales Phragma etwa so lang wie Pharynxfilter. Ventrales Phragma reduziert, kürzer als Pharynxfilter, posterior nicht ausgebuchtet. Dorsales und ventrales Phragma überlappen nicht.

Akzessorische Sklerite: Parastomale Streben anterior mit Epipharyngealplatte verschmolzen. Labialsklerite dreieckig, groß.

Verdauungstrakt und Analogan (Fig. 13): Pharynxfilter mit 9 Filterrippen. Filterrippenfilamente deutlich. Laterale Pharynxflügelverstärkung deutlich, die Sklerotisierung nimmt nach posterior zu und die Pharynxflügel sind posterior umgebogen (*proxima*-Typ der Muskelansatzstellen sensu STUKE 2000: 56). Pharynxfilter mit dorsaler Pharynxausgangplatte. Ventral konvergieren die Filterrippen und bilden dadurch ein dichtes Feld. Analöffnung längs-oval. Analogan reduziert.

Die Beschreibung der Larve von *Cheilosia vulpina* durch BRUNEL & CADOU (1990) unterscheidet sich in wesentlichen Merkmalen von den hier vorliegenden Tieren: Form der Hinterstigmenöffnungen, Form der Analsegmentlappen, Verteilung der Sensillen und Sklerotisierung des Mundhakens. Da andererseits einige charakteristische Merkmale der *Cheilosia vulpina*-Larve wiedergegeben werden, interpretieren wir diese Abweichungen als Ungenauigkeiten.

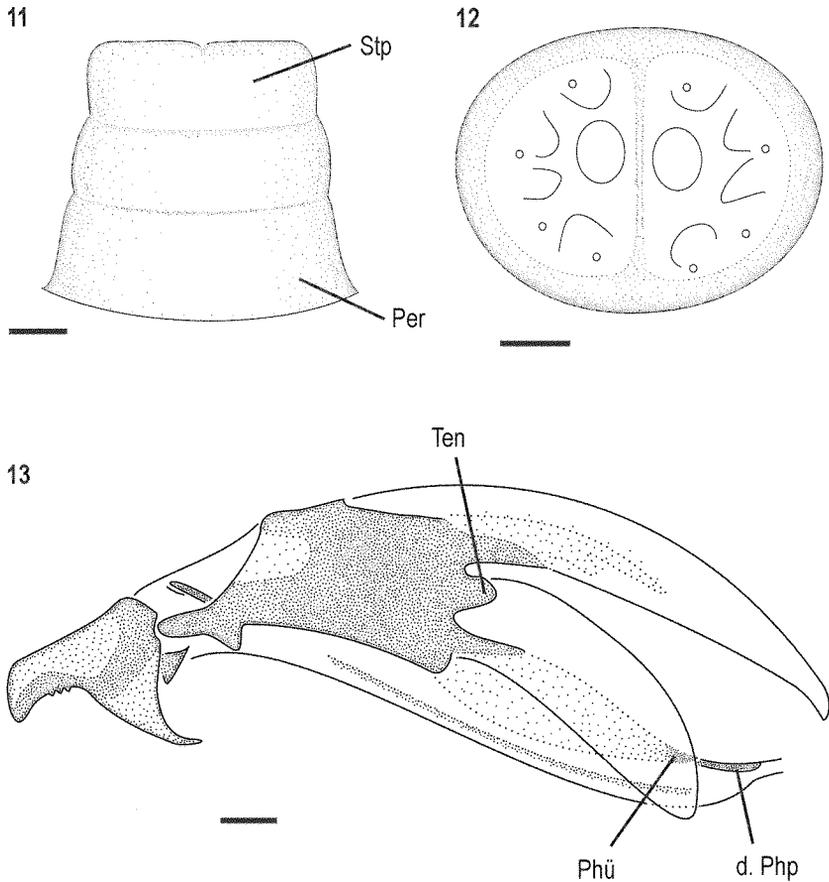


Fig. 11-13: Drittes Larvenstadium von *Cheilosia vulpina* (MEIGEN, 1822). Maßstrich: 0,1 mm. - **11:** Hinterstigma dorsal (Oberflächenstruktur nicht dargestellt); - **12:** Stigmenplatte (Stigmendrüsehaare und Trabeculae nicht dargestellt); - **13:** Cephalopharyngealskelett lateral (Kaufläche und Mandibelapodem nicht dargestellt). - [Per: Peritrema, Phü: apikal zunehmende Verstärkung des Pharynxflügels, Stp: zum Stigmentubus umgebogene Stigmenplatte, Ten: zusätzliche Ausstülpung des Tentoriums zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm].

3.4.3. Diagnose des dritten Larvenstadiums

Anhand folgender Merkmalskombination unterscheidet sich das dritte Larvenstadium von *Cheilosia vulpina* von allen anderen bisher bekannten Syrphiden-Larven: Mittellappen medial und zusätzlich lateral mit Feldern von Microtrichien; Hinterstigma mit 4 Stigmaöffnungen; Mundhaken vom *albipila*-Typ mit unauffälligen, stumpfen, breiten, lateralen und medialen Mandibelzähnen; Kaufläche mit 4-8 Rippen vorhanden; Microtrichien auf Abdomen kegelförmig, an der Basis breiter als ihr Abstand voneinander, apikal verdunkelt; Tentorium mit zusätzlicher Ausstülpung zwischen dorsalem und ventralem Tentoriumarm.

Mit dem Bestimmungsschlüssel 2 von STUKE (2000) gelangt man wie bei *Cheilosia gigantea* zu Alternative 11. Die Bestimmung ab dort ist bereits unter *Cheilosia gigantea* behandelt.

3.4.4. Beobachtungen zur Biologie

Nahrungspflanzen: Larven von *Cheilosia vulpina* sind außer von *Arctium minus* und *Arctium lappa* noch von *Cynara scolymus* gemeldet worden (BRUNEL et al. 1989, BRUNEL & CADOU 1990a, 1990b). Weiterhin liegen Nachweise aus *Cirsium arvense*, *Cirsium vulgare* und *Cirsium palustre* vor (zusammenfassend BARKEMEYER 1994, TORP 1994). Die Nachweise aus Disteln wurden bei STUKE (2000) nicht berücksichtigt, da keine Belege oder zuverlässigen Quellenangaben vorlagen. Diese Meldungen werden inzwischen allerdings dadurch wahrscheinlich, dass DOCZKAL (in Vorbereitung) die Eiablage von *Cheilosia vulpina* an *Cirsium vulgare* beobachten konnte.

Eiablage: Eigene Beobachtungen zum Eiablageverhalten liegen nicht vor. Da bis zu 50 Larven je Pflanze beobachtet wurden (BRUNEL et al. 1989) werden mehrere Eier je Pflanze abgelegt werden. Zur Eiablage werden *Arctium*-Pflanzen innerhalb von Wäldern und an Waldrändern ausgewählt. Aufgrund des Vorkommens von Imagines kann aber davon ausgegangen werden, dass auch offene Ruderalflächen genutzt werden können.

Nutzung der Nahrungspflanzen und Fraßstrategien: Die Larven leben an *Arctium* an der Außenseite der Wurzel in Mulden oder kurzen Fraßgängen. In der Regel befinden sich viele Larven an jedem Wurzelstock.

Diapause: Das Vorkommen einer Prothoraxplatte deutet auf ein präpupales Stadium hin (STUKE 2000).

Verpuppung: Bei den durchgeführten Zuchten verpuppen sich die Larven nahe des Wurzelstockes.

Überwinterung: Nach BRUNEL & CADOU (1990) überwintern die Puppen. Eigene Beobachtungen liegen nicht vor.

Phänologie: Nach den Zuchtergebnissen lebt *Cheilosia vulpina* entweder bi- oder univoltin. Beide Möglichkeiten können alternativ von gleich weit entwickelten und an einer Pflanze lebenden Larven genutzt werden. Dass *Cheilosia vulpina* zum Teil eine univoltine Lebensweise hat, kann auch das Vorkommen eines präpupalen Larvenstadiums erklären.

Vergesellschaftung: Zusammen mit *Cheilosia vulpina* wurde in *Arctium lappa* im Kaiserstuhl Larven von *Cheilosia barbata* gefunden (STUKE in Vorbereitung).

Parasiten: Nachweise von Parasiten liegen bislang nicht vor.

Literatur: BRUNEL et al. 1989, BRUNEL & CADOU 1990a, 1990b.

3.4.5. Anmerkungen zur phylogenetischen Einordnung

Die phylogenetische Stellung von *Cheilosia vulpina* ist zusammen mit der von *Cheilosia gigantea* behandelt worden.

Danksagung

Für wichtige Literaturhinweise danken wir Gitta Grosskopf (Kiel), Heinrich Kuhbier (Bremen) überprüfte mehrere Herbarbelege. Ulrich Schmid (Stuttgart) und Dr. Graham Rotheray (Edinburgh) liehen uns Larvenmaterial. Claus Claussen (Flensburg), Dr. Gunilla Ståhls (Helsinki) und Dr. Joachim Ziegler (Eberswalde) danken wir für wertvolle Hinweise zu früheren Manuskriptversionen.

Literatur

- BAGACHANOVA, A. K. 1990: Fauna i ekologiya mukh-zhurchalok (Diptera, Syrphidae) Yakutii. - Yakutsk Nauchnye Tsentr: 164 S.
- BARKEMEYER, W. 1994: Untersuchungen zum Vorkommen von Schwebfliegen in Niedersachsen und Bremen (Diptera: Syrphidae). - Naturschutz und Landschaftspflege in Niedersachsen **31**: 1-514; Hannover.
- BRUNEL, E. & CADOU, D. 1990a: Description de la larve et de la puppe de *Cheilosia vulpina* MEIGEN (1822), mineuse de racine d'artichaut (*Cynara scolymus* L.) en Bretagne [Dipt. Syrphidae]. - Bulletin de la Société Entomologique de France **95**: 121-129; Paris.
- BRUNEL, E. & CADOU, D. 1990b: Mise en évidence d'une diapause nymphale chez *Cheilosia vulpina* MEIGEN (Diptère, Syrphidés) ravageur de l'artichaut. - Les Colloques de l'INRA **52**: 47-50; Dourdan.
- BRUNEL, E.; CADOU, D.; GUEGUEN, H.; LE NEEN, F. & OLIER, H. 1989: Un nouveau Ravageur de l'artichaut. Un diptère, *Cheilosia vulpina*. - Phytoma **411**: 53-55; Paris.
- CLAUSSEN, C. & THOMPSON, C. 1996: Zur Identität und Synonymie der von CAMILLO RONDANI beschriebenen *Cheilosia*-Arten (Diptera, Syrphidae). - Studia dipterologica **3**: 275-281; Halle (Saale).
- DOCZKAL, D. 1996: Observations on host plants and behaviour of egg-laying females of *Cheilosia* MEIGEN (Diptera, Syrphidae) in Central Europe. - Volucella **2**: 77-85; Stuttgart.
- DOCZKAL, D. (in Vorbereitung): Eiablagebeobachtungen von *Cheilosia*. - Volucella **6**; Stuttgart.
- GROSSKOPF, G. 2000: *Cheilosia praecox* und *Cheilosia psilophthalma*, two phytophagous hoverflies selected as potential biological control agents of Hawkweeds (*Hieracium* spp.) in New Zealand. - In SPENCER, N. R. (eds): Proceedings of the X International Symposium on Biological Control of Weeds 4. - 14. July 1999. Montana State University, Bozeman: 680-681.
- HÖVEMEYER, K. 1995: Trophic links, nutrient fluxes, and natural history in the *Allium ursinum* food web, with particular references to life history traits of two hoverfly herbivores (Diptera: Syrphidae). - Oecologia **102**: 86-94; Berlin.
- KASSEBEER, C. F. 2000: Die Schwebfliegen (Diptera, Syrphidae) des Lopautals bei Amelinghausen. I. Nachtrag. - Dipteron **3**: 109-128; Kiel.
- KATSURA, K. 1988: Ovipositing behavior of *Cheilosia japonica* (HERVE-BAZIN, 1914). - HANA ABU **5**: 22.
- LUNDBECK, W. 1916: Diptera Danica. Genera and species of flies hitherto found in Denmark. Part 5. - 594 S.; Copenhagen/ London: Wiliam Wesley and Son.
- ROTHERAY, G. E. 1988a: Larval morphology and feeding patterns of four *Cheilosia* species (Diptera: Syrphidae) associated with *Cirsium palustre* L. SCOPOLI (Compositae) in Scotland. - Journal of Natural History **22**: 17-25; London.
- ROTHERAY, G. E. 1999b: The early stages of *Cheilosia illustrata* (HARRIS) (Diptera: Syrphidae). - Dipterists Digest **6**: 107-111; Edinburgh.
- SCHMID, U. & GROSSMANN, A. 1996: Eiablage von *Cheilosia latifrons* (ZETTERSTEDT, 1843) (Diptera, Syrphidae) an *Leontodon autumnalis* L. - Volucella **2**: 86-87; Stuttgart.
- SCHMID, U. 1999: Die Larve von *Cheilosia impressa* (Diptera, Syrphidae). - Volucella **4**: 113-120; Stuttgart.
- SCHMID, U. 2000: *Cheilosia rhodiolae* spec. nov. - Taxonomie und Ökologie einer alpinen Schwebfliege (Diptera, Syrphidae) aus der *Cheilosia fasciata* Gruppe. - Volucella **5**: 15-50; Stuttgart.
- STÅHLS, G. & BARKALOV, A. V. 1999: Revision of the *Cheilosia-caerulescens*-group (Diptera, Syrphidae: *Cheilosia*). - Submitted manuscript.

- STÄHLS, G. & NYBLOM, K. 1999: Phylogenetic analysis of the genus *Cheilosia* (Diptera, Syrphidae: *Cheilosia*) using mitochondrial COI sequence data. - *Molecular Phylogenetics and Evolution* 15: 235-241; San Diego.
- STUKE, J.-H. 1996: Hinweise zur Biologie von *Cheilosia flavipes* (PANZER, 1798) (Diptera, Syrphidae). - *Volucella* 2: 88-91; Stuttgart.
- STUKE, J.-H. 2000: Phylogenetische Rekonstruktion der Verwandtschaftsbeziehungen innerhalb der Gattung *Cheilosia* MEIGEN, 1882 anhand der Larvenstadien (Diptera: Syrphidae). - *Studia dipterologica Supplement* 8: 1-118; Halle.
- STUKE, J.-H. & CARSTENSEN, L. B. 2000: Biologie und Morphologie des dritten Larvenstadiums von *Cheilosia lasiopa* KOWARZ, 1885 (Diptera, Syrphidae). - *Volucella* 5: 95-101; Stuttgart.
- SYRETT, P.; HARMAN, H. M.; GROSSKOPF, G. & SMITH, L. A. 1996: Insects for biological control of *Hieracium* in New Zealand: a progress report. - In: MORAN, V. C. & HOFFMANN, J. H. (eds.): Proceedings of the 9th International Symposium on Biological Control of Weeds. 19-26 January 1996, Stellenbosch, South Africa. University of Cape Town, Stellenbosch: 213-218.
- TORP, E. 1994: Danmarks Svirrefluer (Diptera: Syrphidae). - 490 S.; Stenstrup: Apollo Books.

Anschrift der Verfasser:

Dr. JENS-HERMANN STUKE
Heisfelderstraße 73
D-26789 Leer
Germany
jstuke@zfn.uni-bremen.de

LEIF BLOSS CARSTENSEN
Godthaabsvej 8
8850 Bjerringbro
Dänemark
famcarstensen@wanadoo

Besprechungen

CULIK, B.: **Pinguine - Spezialisten fürs Kalte. Neues über die sympathischen Vögel auf dem Eis.** - München: BLV Verlagsgesellschaft mbH, 2002. - 160 S.: 171 Farbfotos. ISBN 3-405-16318-8

Während der Naturfotograf und Biologe Kevin Schafer in dem gerade in deutscher Übersetzung erschienenem „Pinguin Land“ (Tecklenborg Verlag, Steinfurt, 2001) die Erreichung seines Zieles, alle 17 Pinguinarten zu beobachten und zu fotografieren, in einem Bildband auf über 100 großformatigen Fotos demonstriert, fügt Boris Culik, Meeresbiologe am Institut für Meereskunde der Universität Kiel, in seinem jetzt vorgelegten Buch den faszinierenden Farbdokumenten in weit stärkerem Maße interessante Details aus dem Leben und Wirken dieser Vogelgruppe hinzu.

An dem in mehr als 20 Jahren Forschungsarbeit gewonnenem Wissenschaftsfortschritt läßt Culik den Leser durch eine erlebnisnahe Erzählweise selbst an komplizierten physiologischen Zusammenhängen beinahe mühelos teilhaben.

In sechs Themenkreisen werden auf diese Art und Weise exakt begründete Fakten aus wissenschaftlichen Experimenten und Ergebnisse zahlreicher Verhaltensbeobachtungen mitgeteilt: Gewissermaßen einleitend werden, mit historischen Begebenheiten verbunden, die auf die Südhalbkugel der Erde beschränkten extremen Lebensräume vorgestellt. Immer wieder von beeindruckenden Bildern begleitet, folgen launig verpackte Informationen zu „Fortpflanzung und Familienleben“ sowie den „Anpassungen an das Leben im Meer“. Dabei macht der Autor den Leser „nebenher“ auch mit den verschiedensten wissenschaftlichen Methoden (Satellitentelemetrie, Transpondereinsatz und Messungen im Schwimmkanal) und den dabei