

Morphologische Schlupfhilfen bei Libellenlarven (Odonata)

Karlheinz Schroth

Wilhelm-Aschka-Str. 3, D-91224 Pommelsbrunn-Hohenstadt,
<schroth.karlheinz@t-online.de>

Abstract

Morphological emergence assistances in dragonfly larvae – Dragonfly larvae have a cuticular suture that opens during eclosing as well as during emerging. It is located dorsally at the posterior of the thorax and extends from the wing sheaths base over the prothorax up to the forehead and then runs sideways to the eyes. This suture is very stable and the larva requires some force to open it. Therefore, dragonfly larvae in many cases have morphological emergence and ecdysial assistances to control these in tearing the suture at a certain location in order to reduce the effort and to open it like a zipper. Among the various species this opening assistance is differently formed. The morphological emergence assistances seem to be divided into three basic variants: a) Damselflies have a mark right above the wing sheaths base with a notch (emergence mark), which is a tear-point where the thoracic suture may crack safely with less effort. At this incipient crack the overlying suture, which usually is folded like a zipper, then tears. b) Dragonflies with a short abdomen have a kind of flap (emergence flap) which can break during emergence through the underlying thorax which is folded in the shape of a peak. In all exuviae this emergence flap can be observed because the skin structures are altered there (SCHROTH 2012a, 2013). c) In aeshnids there is still most need for further study, because they are rarely found in large numbers as mature larvae and examination under the microscope is difficult because of their large size. This study aims to clarify if the shape of emergence marks in Zygoptera is typical for different species and families, and if they can be used for species determination especially in damselfly larvae. Therefore, 15 species of Zygoptera occurring in the district of Nuremberg (Middle Franconia) have been studied and compared.

Zusammenfassung

Libellenlarven besitzen eine Naht, die sich beim Häuten ebenso wie beim Schlüpfen öffnet. Sie sitzt dorsal der Brust und reicht vom Flügelscheidenansatz über den Prothorax bis hin zur Stirn und verläuft dann seitwärts über die Augen. Diese Naht ist sehr stabil, die Larve benötigt einen gewissen Kraftaufwand, um sie zu öffnen. Deshalb besitzen Libellenlarven in vielen Fällen eine Schlupfhilfe, um diese Naht kontrolliert an einer bestimmten Stelle anzureißen, den Kraftaufwand zu verringern und sie wie einen Reißverschluss zu öffnen. Bei den unterschiedlichen Arten ist diese Öffnungshilfe auch unterschiedlich ausgeprägt. Die

Schlupfhilfen scheinen sich in drei grundsätzliche Varianten zu unterteilen: a) Kleinlibellen besitzen direkt über der Flügelscheidenbasis eine Marke mit einer Einkerbung (Schlupfmarke), welche eine Anriss-Stelle darstellt, an der die Thoraxnaht mit geringerem Aufwand sicher aufreißen kann. An dieser Anriss-Stelle reißt dann die darüber liegende Naht, die meist gefaltet ist, wie ein Reißverschluss auf. b) Großlibellen mit kurzem Abdomen besitzen eine Art Klappe (Schlupfklappe), welche durch die darunter liegende, zu einer Spitze gefaltete Brust bei der Emergenz aufbrechen lässt. Bei allen Exuvien lässt sich diese Schlupfklappe nachweisen, da die Hautstrukturen dort verändert sind (SCHROTH 2012a, 2013). c) Bei Edellibellen besteht noch der größte Untersuchungsbedarf, da sie meist nicht in großen Stückzahlen als schlupffreie Larven zu finden sind und eine Dokumentation mit dem Mikroskop wegen ihrer Größe schwierig ist. Die Untersuchung soll einen Beitrag zur Klärung der Frage leisten, inwieweit die Form dieser Schlupfmarken bei Zygopteren für verschiedene Arten und Familien typisch ist, und ob sich daraus Bestimmungshilfen für Larven besonders bei Kleinlibellen ableiten lassen. Zu diesem Zweck wurden 15 Zygopteren-Arten, die im Landkreis Nürnberger Land (Mittelfranken), im Landkreis Schwandorf (Oberpfalz) und in den Landkreisen Bayreuth und Wunsiedel (Oberfranken) vorkommen, untersucht und verglichen.

Einleitung

Ziele und Fragestellungen dieser Untersuchungen ergaben sich aus früheren Dokumentationen des Autors (SCHROTH 2011, 2012c) über die Kopplungsmuster bei der Paarung der Kleinlibellen. Bei 16 Kleinlibellenarten konnten dabei morphologische Unterschiede in den Kopplungsmustern bei der Paarung (Schlüssel-Schloss-System) dokumentiert werden. Diese Unterschiede traten jedoch nicht bei den Arten der Gattungen *Calopteryx* und *Sympecma* auf.

Die Fragestellung, die sich hierbei ergab, war die folgende: Wenn der dorsale Teil der Brust in seiner Funktion bei den Arten in Form und Funktion so unterschiedlich ist, zeigen sich an dieser Stelle auch Unterschiede, die man zur Bestimmung verwenden könnte?

Durch die Arbeit an meinem Film „Schlupfphasen der Libellen“ (SCHROTH 2012b) hatte ich erstmals das Aufbrechen von Schlupfmarken im Detail dokumentiert. Dabei entstand die Fragestellung, ob diese Schlupfmarken auch bei Larven zu erkennen sind, in welchem Stadium sie sich bilden und ob sie auch zur Bestimmung der Arten herangezogen werden können.

Um wachsen zu können, müssen sich Libellenlarven nach dem Prolarvenstadium zwischen 9- und 17-mal häuten, um dann am Ende des letzten Larvenstadiums in der Imaginalhäutung zu schlüpfen (CORBET 1999).

Allgemein werden in der Bestimmungsliteratur für Präimaginalstadien Exuvien zur Bestimmung zugrunde gelegt (z.B. GERKEN & STERNBERG 1999; HEIDEMANN & SEIDENBUSCH 2002; BROCHARD et al. 2012). Nun wird gerade die Ausschluöffnung im Bereich des dorsalen Mesothorax und des Pronotums beim Schlüpfen zerrissen, weshalb dieser Bereich in allen Exuvien-Bestimmungsbüchern unberücksichtigt bleibt.

Ein weiteres Merkmal der Larven besteht darin, dass sie Zeichnungen und Färbungen aufweisen, die an der Larve selbst erkennbar sind, nicht aber auf der Cuticula der Exuvie, oder aber die Pigmentierung der Larven sich während deren Entwicklung verändern kann (u.a. KRIEGER 1954).

Unter Häutungsmarken bzw. -klappen werden im Folgenden mittig auf dem Thorax direkt vor den Flügelscheiden sitzende Sollbruchstellen verstanden (Abb. 1). Von diesen ausgehend reißen während der Häutung der Larven Nähte auf und ermöglichen so das Ausschlüpfen aus der alten Larvenhaut. Die punktuellen Sollbruchstellen des letzten Larvenstadiums, die für das Aufreißen der Haut während der Imaginalhäutung bzw. des Schlupfes zuständig sind, werden analog als Schlupfmarken bezeichnet.

Die Schlupfmarken gewährleisten, dass exakt dort eine Naht aufgetrennt wird, wo sich die Ausschlupföffnung bilden wird. Diese wird von HEIDEMANN & SEIDENBUSCH (2002: 14, 35) als „Reißnaht“ bezeichnet. Dabei befinden sich die Häutungsmarken im hinteren Teil der Reißnaht, die wiederum aus einer quer zur Kopfmittellinie verlaufenden sekundären Naht bzw. Transversalnaht und einer parallel zur Körperachse verlaufenden medianen Naht besteht. Deren vorderer Teil wird auch Coronalnaht genannt.

Jede Häutung mit neuem Integument erfolgt somit aus Sollbruchstellen des alten Integuments heraus, die als Häutungsmarken grundsätzlich so angelegt sind, dass ein Aufreißen zwischen den Flügelscheiden gewährleistet ist (KS, eigene Beobachtung). Die Anlage dieser Marken ist oft zwischen den dorsalen Stigmen und

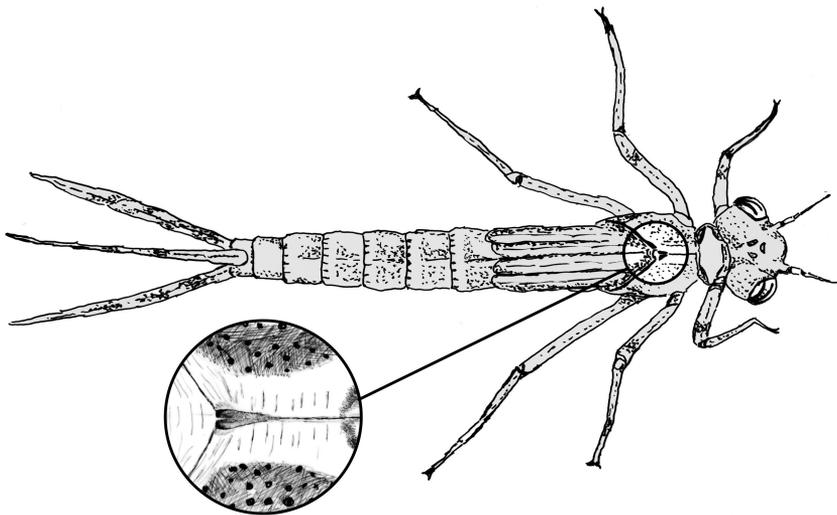


Abbildung 1: Häutungs- und Schlupfmarken sitzen bei Kleinlibellen direkt über der Flügelscheidenbasis. – Figure 1. Ecdysis, respectively emergence marks are situated in damselflies directly above the wing sheath bases.

der Flügelscheidenbasis feststellbar, bei Zygopteren eher als Marke, bei Anisopteren in Form einer Klappe. Bei kleinen Larven kann man die Häutungsmarken bzw. -klappen nicht bzw. nur sehr schwer erkennen, sie treten meist erst in den letzten Larvenstadien (ab F3 oder F1) in Erscheinung. Bei *Sympetrum sanguineum* konnte ich diese Häutungsmarken im F3-Stadium, bei verschiedenen Zygopteren nur im F1-Stadium feststellen. Das Integument bei Zygopteren in jüngeren Stadien ist durchsichtig und lässt sich daher bei lebenden Larven nicht auf Häutungsmarken untersuchen.

Funktionell unterscheiden sich Häutungsmarken von den Schlupfmarken im Wesentlichen durch die Eigenschaft, dass bei der Häutung die Haut zwischen den Flügelscheiden kaudal bis zum ersten Abdominalsegment reißt, bei kleineren Larven oft noch bis zum dritten Segment.

Hingegen reißt beim Schlupf die dorsale Thoraxnaht nur bis zur Flügelscheidenbasis, dort bildet sich ein Knoten oder eine starke Hautfaltung, die ein Aufreißen medial durch die Flügelscheidenbasis verhindert. Die Larvenhaut bzw. Exuvie reißt dann beidseits der Flügelscheidenbasis auf.

Beim Entstehen der Schlupfmarken von Libellenlarven verändern diese ihr Aussehen durch schwärzliche Einfärbungen und grenzen sich dadurch bereits nach ein bis zwei Stunden ab. Manche Larven, die sich frisch gehäutet haben und sich danach auf einem schwarzen Untergrund befinden, zeigen nach 12 Stunden eine schwarze Färbung. Unter dem Mikroskop besitzen sie dann eine besonders deutliche Zeichnung, da es sich um schwarze Konturen auf hellem Grund handelt. Larven die sich nach der Häutung auf hellem Grund befinden, bleiben in ihrer Färbung dagegen verhältnismäßig hell. Häutungs- oder Schlupfmarken sind dann oft weniger deutlich zu erkennen. Larven nehmen fast immer die Farbe des Untergrunds ihres Lebensraumes an, der schwarz, dunkelbraun, hellbraun, grün oder sandfarben sein kann. Farben wie rot oder blau kommen hingegen nicht vor. Hinweise hierüber finden sich auch in der Literatur (MARTENS 1996: 113).

Die Schlupfmarken heben sich meist durch eine abweichende Struktur von der übrigen Haut (Cuticula) dorsal am Mesothorax ab und können daher auch bei Tieren mit schwacher Färbung noch erkannt werden. Zur Art und Ausprägung der Schlupfmarken gibt es bislang keine Literatur. In manchen Publikationen findet man jedoch detailgenaue Fotografien von Exuvien, besonders von Segellibellen (z.B. BELLMANN 2007; BROCHARD et al. 2012) oder Darstellungen von Larven (CHAM 2012), bei denen die Schlupfmarken deutlich erkennbar sind und deshalb auch in manchen Fällen Auskunft über den Entwicklungsstand der abgebildeten Larven geben. Die Zeichnungen in allen anderen mir bekannten Veröffentlichungen zeigen dieses Merkmal nicht. Der folgende Beitrag soll zur Klärung beitragen, inwieweit die Form dieser Schlupfmarken bei Zygopteren für verschiedene Arten und Familien typisch ist, und ob sich daraus Bestimmungshilfen für Larven besonders bei Kleinlibellen ableiten lassen.

Material und Methoden

In dieser Studie wurden 15 Zygopteren-Arten untersucht und verglichen (Tab. 1), die in den Landkreisen Nürnberger Land (Mittelfranken), Bayreuth und Wunsiedel (Oberfranken) sowie im Landkreis Schwandorf (Oberpfalz) vorkommen. Die untersuchten Larven wurden zwischen April 2012 und Mai 2014 in verschiedenen Weihergebieten, Fischteichen und Regenrückhaltebecken gesammelt. Die erforderlichen Genehmigungen der Naturschutzbehörden liegen vor.

Soweit im Larvenstadium möglich, erfolgte die Bestimmung der Larven anhand von HEIDEMANN & SEIDENBUSCH (2002) und BROCHARD et al. (2012). Bislang gibt es nur Bestimmungsschlüssel für Exuvien bzw. Larven im letzten Stadium, die jedoch eine Bestimmung jüngerer Stadien von Zygopterenlarven i.d.R. nicht erlauben. Deshalb wurden auch bislang unpublizierte, aus eigenen Untersuchungen gewonnene Merkmale, wie die Färbung der Augen und die Form des Pronotums, zur Bestimmung herangezogen. Auch jüngere Larven ließen sich dadurch gut bestimmen, was auch durch meine umfangreichen Erfahrungen möglich war.

Die untersuchten Merkmale durchlaufen in den einzelnen Stadien eine stetige Entwicklung. Manche Merkmale gelten bereits für sehr kleine Larven, andere dagegen kann man erst im letzten Larvenstadium vor der Emergenz – im F0-Stadium, im Folgenden auch als „Emergenzstadium“ bezeichnet – feststellen. Da sich die Marken als Häutungs- bzw. Schlupfhilfen vom ersten Auftreten bis zur Emergenz verändern, war es nicht immer möglich, in allen Phasen eine ausreichende Zahl an Larven zu finden, um eine Absicherung zu gewährleisten.

Aufgrund des Umstandes, dass die meisten Kleinlibellenlarven erst kurz vor der Emergenz im Uferbereich zu finden sind, habe ich mich auf solche Larven konzentriert, die sich möglichst im letzten Drittel des Emergenzstadium befanden. Um aber sicher zu sein, dass sie sich tatsächlich im Emergenzstadium befanden, hatte ich neben der soweit möglichen Bestimmung nach Literatur (z.B. HEIDEMANN & SEIDENBUSCH 2002) auch verschiedene andere Merkmale mit einbezogen, wie Ausprägung der Komplexaugen und der Ocellen sowie die relative Flügelscheidenlänge (Tab. 2). Soweit nicht anders angegeben, sind alle Abbildungen auch in diesem letzten Stadium erstellt worden.

Zum Fangen der Larven wurden für eine möglichst schonende Vorgehensweise zwei kleine Käscher verwendet. Zum Einsatz kamen ein rechteckiger Käscher mit einem Rahmenmaß von 15 × 20 cm (Maschenweite 1 × 2 mm) und ein runder Käscher mit einem Durchmesser von 20 cm, der für eine schonende Durchsichtung von dichten Pflanzenstrukturen besonders gut geeignet war. In Bodenstrukturen wurde nicht nach Larven gesucht.

Die Larven wurden film- und fototechnisch dokumentiert. Mit wenigen Ausnahmen wurden die Aufnahmen mit einer 40-fachen Vergrößerung durchgeführt. Erst der Einsatz digitaler Foto- und Filmtechnik erlaubte Untersuchungen in grö-

ßerem Umfang. Für die mikroskopische Dokumentation wurden die Larven in Deckeln von Probedosen verbracht. Dabei wurden kleine Deckel mit einem Durchmesser von 32 mm und einer Höhe von 5 mm für kleine Larven und große Deckel mit einem Durchmesser von 60 mm und einer Höhe von 7 mm für größere Larven verwendet. Die Deckel wurden mit Wasser gefüllt, so dass sich die Larven frei bewegen konnten. Eine Fixierung der Larven fand nicht statt. Die Larven wurden nur kurzzeitig für die Dokumentation dem Gewässer entnommen und anschließend wieder frei gelassen.

Nach der fotografischen Dokumentation wurde das Material am PC gesichtet und verglichen, und es wurden Zeichnungen angefertigt. Die Vermessungen erfolgten mit einem Millimeter skalierten Lineal. Abweichungen bei den Messungen lagen unter 0,5 mm.

Für die Untersuchung wurden folgende optische Gerätschaften verwendet:

- Fotokamera mit Filmaufnahmemöglichkeit Sony alpha 580 und Adapter für Mikroskop
- Fotokamera Sony alpha 390 mit verschiedenen Objektiven
- Videokamera Panasonic HC-X909 und Panasonic HDC-SD909
- Zeitlupenkamera JVC 36 Mbps
- Eschenbach-Schulmikroskop und Bresser Stereomikroskop

Vermessen wurden Körperlänge, Länge der Prokte und relative Länge der Flügelscheiden bei allen untersuchten Arten. Dabei wurde die Körperlänge vom Kopf bis zum Ende des zehnten Segments ohne die Fühler (KL) sowie die Länge der Prokte (PL) ermittelt. Außerdem wurde die Länge der Flügelscheiden in Relation zu den Hinterleibssegmenten gemessen. Dabei bedeutet in Tabelle 2 die Ziffer vor dem Komma, welches Hinterleibssegment überragt wird. Die zweite Ziffer gibt an, um wie viel Zehntel der Hinterrand des jeweiligen Segmentes überragt wird. So bedeutet „3,2“, dass die Flügelscheiden 2/10 in das vierte Hinterleibssegment hineinragen.

Ergebnisse

Einen Überblick über die Anzahl der untersuchten Individuen und die Schlupfmarken aller untersuchten 15 Arten geben Tabelle 1 und Abbildung 2.

Lestes dryas

Im Emergenzstadium befanden sich 18 Larven mit am Ende ausgefranzter Schlupfmarke. Zu Beginn des Emergenzstadiums, nach der letzten Häutung, ist die Schlupfmarke durch die Brust am kaudalen Ende verdeckt, was eine Zuordnung zum Emergenzstadium erschwert. Die Ocellen werden schon sehr zeitig – vor der letzten Häutung – deutlich erkennbar, im Gegensatz zu den Coenagrionidae, bei denen erst im Emergenzstadium die Ocellen sichtbar ausgeprägt sind.

Tabelle 1: Arten und jeweilige Individuenzahl der im Emergenzstadium (F0) untersuchten Zygopteren. – Table 1. Species and number of Zygoptera larvae in F0-stadium studied.

Arten	Anzahl Individuen im Emergenzstadium (F0)
Lestidae	
<i>Lestes dryas</i> Kirby, 1890	27
<i>Lestes sponsa</i> (Hansemann, 1823)	18
<i>Lestes virens vestalis</i> Rambur, 1842	7
<i>Lestes viridis</i> (Vander Linden, 1825)	18
<i>Sympecma fusca</i> (Vander Linden, 1820)	10
Coenagrionidae	
<i>Coenagrion hastulatum</i> (Charpentier, 1825)	18
<i>Coenagrion puella</i> (Linnaeus, 1758)	21
<i>Enallagma cyathigerum</i> (Charpentier, 1840)	15
<i>Erythromma lindenii</i> (Selys, 1840)	9
<i>Erythromma najas</i> (Hansemann, 1823)	13
<i>Erythromma viridulum</i> (Charpentier, 1840)	14
<i>Ischnura elegans</i> (Vander Linden, 1820)	22
<i>Ischnura pumilio</i> (Charpentier, 1825)	10
<i>Pyrrhosoma nymphula</i> (Sulzer, 1776)	28
Platycnemididae	
<i>Platycnemis pennipes</i> (Pallas, 1771)	9

Anhaltspunkt für die Zuordnung des Emergenzstadiums ist die Körperlänge, die in diesem Stadium zu Beginn bei 18,5 bis 20 mm liegt. Die Larven wachsen noch 1-2 mm, da sich Metathorax, Prothorax und Kopf gegeneinander strecken. Ein weiteres Merkmal für die Schlupfreife, das ich ebenfalls mit überprüft hatte, lag in der relativen Flügelscheidenlänge, die sich aus Tabelle 2 entnehmen lässt. Der dorsale Metathorax weist an den Seiten keine Punkte (Haarausbuchtungen) auf und setzt sich farblich nur schwach ab (Abb. 6).

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke tritt dabei immer deutlicher hervor, da sich die Brust immer stärker seitlich auseinander streckt. Sie sieht wie ein Reißverschluss aus, der am kaudalen Ende ausgefranst ist und sich entweder nach vorne hin verjüngt oder gleich breit ausgelegt ist. Die Naht setzt sich deutlich mit zwei Linien in der Mitte ab. Die Schlupfreife lässt sich dadurch erkennen, in wieweit sich unterhalb ein Knoten mit gefalteter Haut gebildet hat. Die Schlupfmarke liegt noch tief in der Brust. Die Schrägstellung der Hautfalten seitlich der Schlupfmarke zeigt, dass das Tier noch Zeit bis zur Schlupfreife benötigt (Abb. 3). Je stärker sich die

Tabelle 2: Durchschnittliche Körper- und Proktlänge, Standardabweichung und untersuchte Individuenzahl sowie die Flügelscheidenlänge in Relation zu den Hinterleibssegmenten (relative Flügelscheidenlänge) der vermessenen Larven im F0-Stadium. – Table 2. Mean length of larvae, length of procts, standard deviation, number of investigated individuals, and length of wing buds in relation to abdominal segments (relative Flügelscheidenlänge) in F0-stadium.

	Körperlänge [mm]	Proktlänge [mm]	Relative Flügelscheidenlänge
Lestidae			
<i>Lestes dryas</i>	21,5 ± 1,5 (n = 27)	9,0 ± 1,0 (n = 26)	3,0-3,5
<i>Lestes sponsa</i>	22,0 ± 1,0 (n = 18)	9,0 ± 0,5 (n = 14)	3,0-3,2
<i>Lestes virens vestalis</i>	19,0 ± 1,0 (n = 7)	7,0 ± 1,0 (n = 6)	3,0-3,4
<i>Lestes viridis</i>	22,0 ± 1,0 (n = 17)	9,0 ± 1,0 (n = 17)	3,0-3,3
<i>Sympecma fusca</i>	18,5 ± 0,5 (n = 10)	7,0 ± 0,5 (n = 10)	3,2-3,6
Coenagrionidae			
<i>Coenagrion hastulatum</i>	16,0 ± 1,0 (n = 18)	5,5 ± 0,5 (n = 18)	3,2-3,9
<i>Coenagrion puella</i>	15,0 ± 0,5 (n = 21)	5,0 ± 0,5 (n = 20)	3,5-3,8
<i>Enallagma cyathigerum</i>	16,5 ± 1,5 (n = 15)	5,5 ± 1,0 (n = 15)	3,6-3,8
<i>Erythromma lindenii</i>	17,0 ± 1,0 (n = 9)	5,5 ± 0,5 (n = 9)	3,1-3,3
<i>Erythromma najas</i>	21,0 ± 1,5 (n = 13)	7,0 ± 1,0 (n = 11)	2,8-3,3
<i>Erythromma viridulum</i>	15,5 ± 1,5 (n = 14)	4,5 ± 0,5 (n = 12)	3,1-3,3
<i>Ischnura elegans</i>	16,0 ± 1,5 (n = 22)	6,0 ± 0,5 (n = 21)	3,2-3,8
<i>Ischnura pumilio</i>	14,0 ± 1,0 (n = 10)	5,5 ± 0,5 (n = 10)	3,5-3,8
<i>Pyrrhosoma nymphula</i>	14,0 ± 1,0 (n = 28)	4,0 ± 0,5 (n = 27)	4,2-4,7
Platycnemididae			
<i>Platycnemis pennipes</i>	13,5 ± 0,5 (n = 9)	6,0 ± 1,0 (n = 9)	4,3-4,8

Faltung einem 90°-Winkel zur Körpermittelachse nähert (Abb. 6), desto näher liegt der Schlupfzeitpunkt. Zu Beginn des Emergenzstadiums sind diese Faltungen noch sehr schräg gestellt.

Bei dieser Art ist – wie auch bei allen anderen Lestiden – die Schlupfmarke nach der letzten Häutung stark eingequetscht. Seitliche Teile des Epimerums stehen am Mesothorax sehr dicht zusammen; bis zur völligen Schlupfreife entwickeln sie sich immer mehr auseinander. Das Ausmaß der Veränderung bis zum Schlupf ist beachtlich und liegt wahrscheinlich an der kurzen Entwicklungszeit der Larve.

Während des Emergenzstadiums ist der seitliche Thorax anfangs stark nach innen geformt, so dass er den kaudalen Bereich der Schlupfmarke verdeckt (Abb. 5).

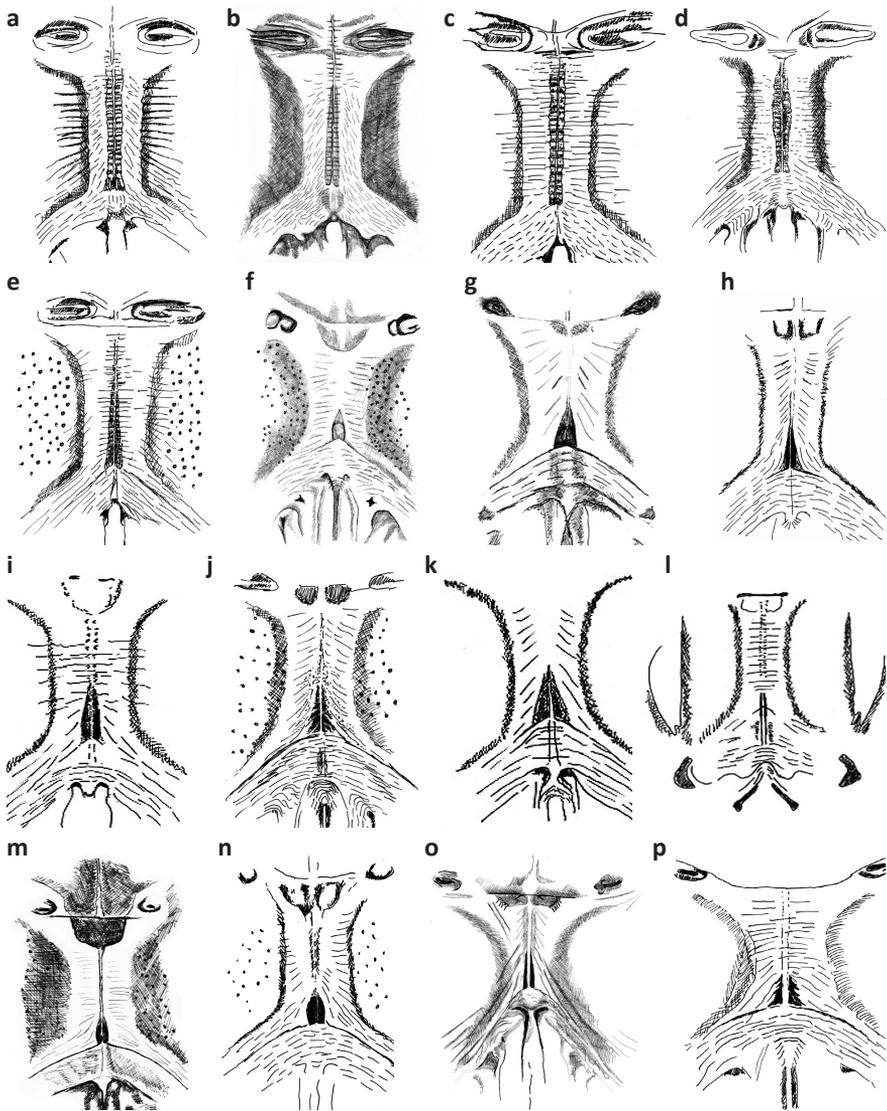


Abbildung 2: Schlupfmarken der untersuchten 15 Kleinlibellenarten. – Figure 2. Emergence marks of all 15 damselfly species studied. **a** *Lestes dryas* („Reißverschluss“); **b** *Lestes sponsa* („Reißverschluss“); **c** *Lestes virens vestalis*; **d** *Lestes viridis*; **e** *Sympetma fusca*; **f** *Coenagrion hastulatum* („Keil-/Nussform“); **g** *Coenagrion puella* („Keilform“); **h** *Enallagma cyathigerum* („Keilform“, lang); **i** *Erythromma lindenii*; **j** *Erythromma najas*; **k** *Erythromma viridulum*; **l** *Erythromma viridulum* (letztes Stadium); **m** *Ischnura elegans* („Nussform“); **n** *Ischnura pumilio* („Nussform“); **o** *Pyrrhosoma nymphula* („Keilform“); **p** *Platycnemis pennipes*.

Deshalb ist auch anzunehmen, dass zu Beginn der Emergenzphase eine schnelle Veränderung stattfindet und die Schlupfmarke aus der Brust herausgedrückt wird.

Larven mit stark eingequetschten Thoraxplatten wurden nur direkt nach der letzten Larvenhäutung gefunden (vgl. Abb. 5). Die meisten dokumentierten Lar-

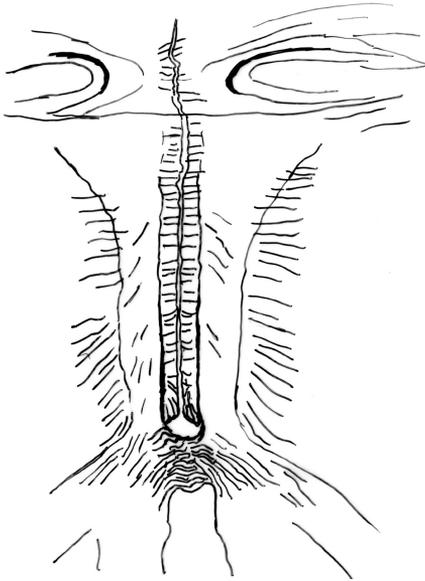


Abbildung 3: Ausbildung der Schlupfmarke bei *Lestes dryas* ca. zwei Wochen vor der Emergenz, in dorsaler Sicht. – Figure 3. Formation of the emergence mark in *Lestes dryas* about two weeks before emergence, in dorsal view.



Abbildung 4: Die Häutungsmarke von *Lestes dryas*, in dorsaler Sicht. Sie ist so entwickelt, dass ein Aufreißen der Larvenhaut durch die Flügelscheiden gewährleistet ist. – Figure 4. The ecdysis mark in *Lestes dryas* in dorsal view. It is developed in a way that a rupture of the larval skin is ensured by the wing buds.

ven wiesen einige Stunden vor dem Schlupf ein in Abbildung 6 dargestelltes Aussehen auf: die gebildete Kutikula (A) ist breiter als die Schlupfmarke (B). Bei Dauerregen und Kälte kann der Schlupf noch um Tage hinausgezögert werden, wie dies 2013 zu beobachten war. Deutlich ist auch die quer zur Mittelnahrt gestellte Hautfaltung zu erkennen (Abb. 6, Pfeile).



Abbildung 5: Schlupfmarke von *Lestes dryas* direkt nach der letzten Häutung, in dorsaler Sicht. Die Larve befindet sich nun im Emergenzstadium. – Figure 5. Emergence mark of *Lestes dryas* in dorsal view directly after the last ecdysis. The larva is now in the emergence stage.

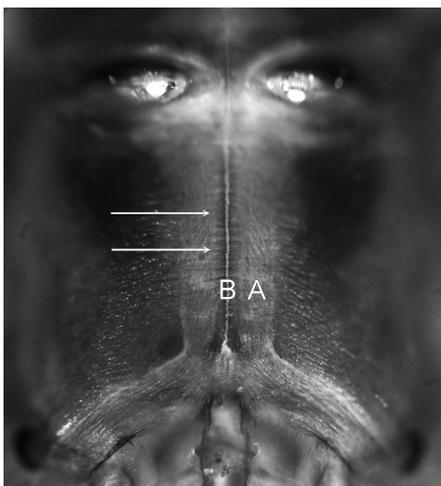


Abbildung 6: Schlupfmarke von *Lestes dryas* einige Stunden vor dem Schlupf, in dorsaler Sicht. – Figure 6. Emergence mark of *Lestes dryas* some hours before emerging, in dorsal view. Pfeile, arrows – Hautfaltung, cuticular folding; **A** Kutikula, cuticle; **B** Schlupfmarke, emergence mark.

Lestes sponsa

Die Länge der Prokte lag fast immer bei 9 mm, bei zwei Tieren betrug sie 6 bzw. 7 mm, was vermutlich auf eine unvollständige Regeneration nach Abwurf der Prokte zurückzuführen ist.

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke ist ähnlich gestaltet wie die von *L. dryas*, jedoch am Ende nicht so stark ausgefranst (Abb. 2, b). Sie wirkt wie eine Reißverschluss, der sich im letzten Stadium deutlich nach dorsal verjüngt. Die seitlichen Brustbereiche sind nicht gepunktet.

Lestes virens vestalis

Schlupfmarke: Auch bei der Schlupfmarke dieser Art gibt es im Wesentlichen keine Unterschiede zu den vorgenannten Arten. Das kaudale Ende der Schlupfmarke besitzt zwar Ausfransungen, die aber so klein sind, dass man sie kaum erkennen kann (Abb. 2, c).

Lestes viridis

Die seitlichen Partien des dorsalen Mesothorax sind fast immer dunkel im Gegensatz zu anderen Lestiden (Abb. 2, d). Sie besitzt aber keine Punktzeichnung, Haaransätze sind also nicht erkennbar.

Schlupfmarke: Die reißverschlussartige Thoraxnaht zwischen Flügelscheidenbasis und den dorsalen Thorakalstigmata verbreitert sich häufig rostralwärts (in Kopfrichtung).

Sympecma fusca

Schlupfmarke: Sie unterscheidet sich oft deutlich von der von *L. viridis*. Die reißverschlussartige Schlupfmarke ist bei *S. fusca* meist bis zum Pronotum hin bräunlich gefärbt (Abb. 2, e). Die Mesothorax-Seiten sind hell mit dunkelbraunen Punkten. Auch hierdurch unterscheidet sie sich deutlich von *L. viridis*. Die Schlupfmarke verläuft bis zum Prothorax parallel oder verjüngt sich oft.

Coenagrion hastulatum

Kurz vor der Emergenz vergrößert sich die Larve um ca. 1 mm, da sich der Prothorax aufwölbt und streckt, die Thorakalstigmata werden dadurch sichtbar.

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke ähnelt der von *C. puella*, ist aber nicht so deutlich keilförmig, sondern wirkt geschwungen (Abb. 2, f). Sie bildet so einen Übergang zwischen Nuss- und Keilform (Abb. 7). Von den 18 Larven, die sich im Emergenzstadium befanden, zeigten 16 deutlich diese Form, zwei Tiere wiesen eine geringe Abweichung auf. Auch hier lassen sich mit etwas Übung die Larven gut anhand der Schlupfmarken voneinander unterscheiden.

Coenagrion puella

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke weist fast immer einen Keil mit deutlich gerade verlaufenden Seiten auf (Abb. 8).

Bei 21 Tieren wurden fünf Abweichungen beobachtet. Von den Abweichungen konnte ich zwei nicht einordnen. Die Larven hatten den Zeitpunkt des Schlupfes bereits weit überschritten, was eventuell auf das Fehlen von Schlupfmöglichkeiten zurückzuführen ist. Die Schlupfmarke einer Larve zeigte Ähnlichkeit mit der von *C. hastulatum*. Zwei Larven schienen sich kurz nach der letzten Häutung zu befinden, die Schlupfmarke war etwas länger gestreckt.

Enallagma cyathigerum

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke zeigte bei allen untersuchten Tieren einen deutlichen Unterschied zu der von *C. puella*, mit der sie oft vergesellschaftet ist. Die Schlupfmarke ist zumeist keilförmig, aber deutlich länger gesteckt, und fast doppelt so lang wie bei *C. puella* und am Ende meist abgerundet (Abb. 2, h). Diesen Unterschied kann man bei Larven im letzten Häutungsstadium bis wenige Stunden vor dem Schlupf deutlich erkennen. Einige Stunden vor der Häutung ist sie aber meist nur noch schwach erkennbar, da sie durch die sich auffaltende Haut gestreckt und regelmäßig unterbrochen sein kann.

Erythromma lindenii

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke ist verhältnismäßig zur Brustzeichnung groß. Sie gleicht einem langgestreckten Keil, ähnlich wie bei *C. puella*, ist jedoch stärker gestreckt (Abb. 2, i).

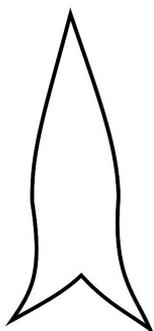


Abbildung 7: Schematische Darstellung der Schlupfmarke bei *Coenagrion hastulatum*, in dorsaler Sicht. – Figure 7. Schematic illustration of the emergence mark in *Coenagrion hastulatum* in dorsal view.

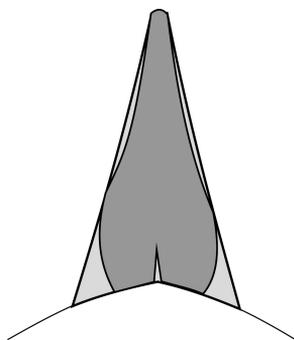


Abbildung 8: Schlupfmarke von *Coenagrion puella*, in dorsaler Sicht. Sie wirkt wie ein deutlicher Keil und an den Enden ist oft eine Abrundung erkennbar. – Figure 8. Emergence mark in *Coenagrion puella* in dorsal view. It seems like a distinct wedge. At the ends often a rounding is visible.

Erythromma najas

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke hat eine Keilform, die sehr breit sein kann. Sie ist seitlich sehr stark ausgefranst (Abb. 2, j).

Erythromma viridulum

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke ist keilförmig (Abb. 2, k). Zum Ende des Emergenzstadiums vergrößert sich die Haut über die Flügelscheidenbasis hinaus, so dass zwei feine Linien die Schlupfmarke verlängern. Die Schlupfmarke ist meist sehr hell und hebt sich oft nur durch ihre Struktur von den angrenzenden Partien ab. Sie ist kaudal oft deutlich gespalten und im Verhältnis zum Mesothorax größer als bei *E. najas*.

Ischnura elegans

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke wirkt bei schlupffreien Larven wie eine von der Seite betrachtete Nusschale (Abb. 9). Sie ist abgerundet und unterscheidet sich deutlich von der von *C. puella*, die in diesem Stadium schon einen dreieckigen Keil bildet. Die Schlupfmarke ist nach der letzten Häutung durch die Rückenplatte stark eingequetscht. Die Larven wachsen dann nicht mehr in die Länge, aber in die Breite, so dass die Schlupfmarke – wie auch bei anderen Kleinlibellenarten – zum Ende der Emergenzphase immer stärker frei gelegt wird.

Ischnura pumilio

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke hat in den meisten Fällen eine Nussform wie bei *I. elegans*, jedoch ist sie im Verhältnis zum Prothorax wesentlich größer (Abb. 2, n).



Abbildung 9: Schlupfmarke von *Ischnura elegans* kurz nach der letzten Häutung, in dorsaler Sicht. – Figure 9. Emergence mark in *Ischnura elegans* just after the last ecdysis, in dorsal view.

Pyrrhosoma nymphula

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke unterscheidet sich deutlich von denen anderer Kleinlibellen und wirkt wie die angeschwärzten Ecken von Papierblättern. Zu Beginn des Emergenzstadiums ist sie länger (Abb. 10) und verkürzt sich zum Ende hin kurz vor dem Schlüpfen (Abb. 11). Typisch ist auch die sattelartige Zeichnung mit starken Borsten bei frei liegenden Stigmen, die dadurch entstehen, dass Pro- und Metathorax auseinander gezogen werden (Abb. 11). Die Borsten sind besonders stark ausgeprägt und deutlich erkennbar (Abb. 12).

Abbildung 10: Schlupfmarke von *Pyrrhosoma nymphula* zu Beginn der Emergenzphase nach der letzten Häutung, in dorsaler Sicht. – Figure 10. Emergence mark of *Pyrrhosoma nymphula* after the last ecdysis at the beginning of the emergence stage, in dorsal view.

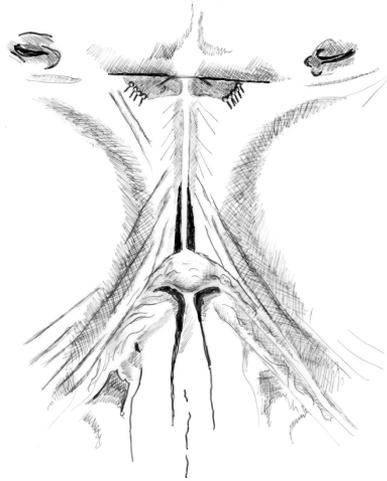
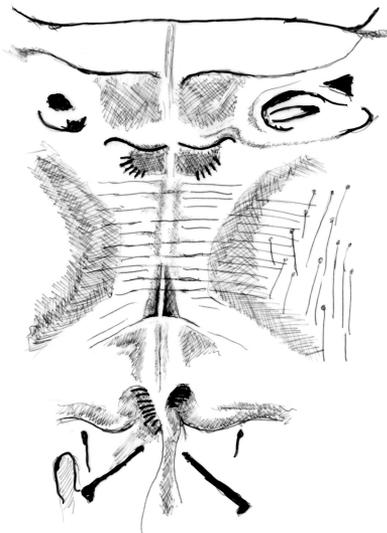


Abbildung 11: Schlupfmarke von *Pyrrhosoma nymphula* zum Ende der Emergenzphase kurz vor dem Schlüpf, in dorsaler Sicht. – Figure 11. Emergence mark of *Pyrrhosoma nymphula* soon before emerging at the end of the emergence stage, in dorsal view.



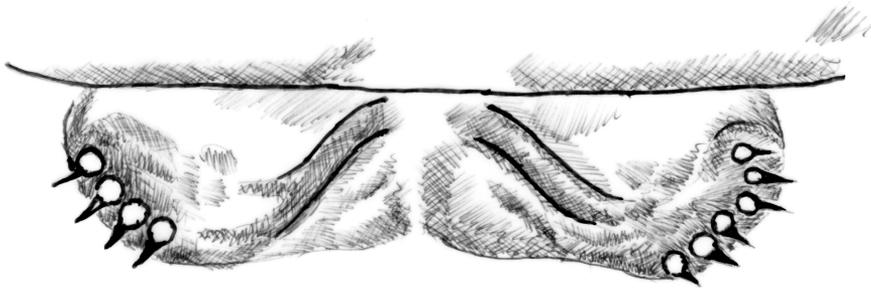


Abbildung 12: Borsten kopfwärts der Schlupfmarke von *Pyrrhosoma nymphula*, in dorsaler Sicht. Sie werden vor allem durch das Auseinanderziehen des Prothorax und Metathorax sichtbar. Die Borsten unterscheiden sich deutlich von denen aller anderen Kleinlibellen. – Figure 12. Setae on the emergence mark of *Pyrrhosoma nymphula* in dorsal view. They differ significantly from those of all other damselflies.

Platycnemis pennipes

Schlupfmarke: Die Schlupfmarke ist keilförmig verbreitert mit deutlichem hellen Zwischenraum und seitlich stark ausgefranst (Abb. 2, p). Auch bilden die hellen Teile dorsal des Metathorax ein schräg gestelltes Kreuz ähnlich wie bei *P. nymphula*.

Diskussion

Über die morphologische und biologische Bedeutung der Häutungs- und Schlupfmarken ist bislang nicht oder nur sehr wenig bekannt. In den zu Rate gezogenen Werken über Libellenlarven sowie deren Biologie und Morphologie (z.B. WICHARD et al. 1995; CORBET 1999; STERNBERG & BUCHWALD 1999; HEIDEMANN & SEIDENBUSCH 2002) konnten keine Hinweise auf Häutungs- und Schlupfmarken gefunden werden. Das Aufsprengen der Larvenhülle erfordert viel Kraft. Für die Häutung des Prolarvenstadiums postulieren WICHARD et al. (1995), dass der notwendige Druck durch osmotische Vorgänge erzeugt wird. Zumindest für ältere Larvenstadien dürften Häutungs- und Schlupfmarken eine wichtige Rolle bei der Häutung spielen. Bei jungen Larven lassen sich hingegen Häutungsmarken nicht nachweisen.

Artspezifische Merkmale zur Unterscheidung der Larven sind für viele Arten nur im letzten Larvenstadium bekannt (vgl. GERKEN & STERNBERG 1999; HEIDEMANN & SEIDENBUSCH 2002). Nur wenige Bestimmungsschlüssel beziehen auch Merkmale für jüngere Larvenstadien ein, so z.B. NORLING & SAHLÉN (1997). Anhand von Häutungs- und Schlupfmarken können Kleinlibellenarten in jüngeren Larvenstadien nicht differenziert werden. Für die letzten Larvenstadien einiger Arten stellen die Schlupfmarken zusätzlich zu den bereits bekannten Merkmalen noch weitere Charakteristika dar, die eine Bestimmung absichern können.

Der Unterschied zwischen Häutungsmarken und Schlupfmarken liegt darin, dass Häutungsmarken zwischen den Flügelansätzen, Schlupfmarken dagegen seitlich der Flügelansätze aufreißen. Dies ist meiner Meinung nach darin begründet, dass die Flügel so beim Herausziehen während des Schlupfes nicht so leicht verkleben können. Denn an der Luft besteht die Gefahr des Verklebens beim Trocknen der noch weichen Flügel. Immer wieder fand ich frisch geschlüpfte Tiere, bei denen die Vorderflügel zusammengeklebt waren. Bei einer Häutung im Wasser dagegen ist diese Gefahr nicht vorhanden. Diese Annahme sehe ich durch folgende weitere Beobachtung gedeckt: Andere aquatisch lebende Wasserinsekten, die den Schlupf an der Wasseroberfläche vollziehen, wie z.B. die Eintagsfliege *Baetis rhodani*, die als Nahrungsquelle vieler Kleinlibellenlarven dient und fast das ganze Jahr vorhanden ist, haben dagegen eine viel stärker ausgeprägte Brust. Auch diese habe ich untersucht. Bei ihnen stehen die Flügelbasen beim Schlüpfen grundsätzlich weiter auseinander, so dass ein Zusammenkleben verhindert wird. Die Naht reißt beim Schlüpfen medial zwischen den Flügeln hindurch auf.

Das Aufreißen der Häutungsnaht durch die Flügelbasis hat wiederum folgenden Vorteil, wie er besonders bei kleinen Larven von *Anax imperator* oder Arten der Gattung *Sympetrum* gut zu beobachten ist. Die Larven haben nach kaudal verdickte Abdominalsegmente, die sie nur aus der alten Larvenhaut herausziehen können, wenn diese bis zum zweiten oder dritten Segment aufreißen kann.

Die Untersuchung zeigt, dass Kleinlibellenlarven anhand ihrer Schlupfmarke bestimmt werden können. Hierzu ist es aber nötig, zu wissen, ob sich eine Larve in einer Häutungsphase oder der Emergenzphase befindet und schlupffrei ist. Ich habe besonders bei *Ischnura elegans*, die am häufigsten zu finden war, einige hundert Larven bestimmt, die nicht in die Dokumentation mit eingeflossen sind, aber die oben beschriebenen Merkmale aufwiesen. Bei Unsicherheiten lassen sich bekannte Merkmale wie solche, die sich an den Prokten finden, hinzufügen.

Die Bestimmung der Larven bringt den besonderen Vorteil, dass besser abgeschätzt werden kann, wann und wo Larven schlüpfen werden. Dies ist z.B. im Rahmen von naturschutzfachlichen Erhebungen und vor allem bei geplanten Gewässereingriffen hilfreich. Jedoch erfordert die Erfassung der Larven – im Gegensatz zur Aufsammlung von Exuvien – eine Ausnahmegenehmigung der Naturschutzbehörden. Die Erhebung von Exuvien hat wiederum den Vorteil, dass sie leichter zu bestimmen sind, da sie sich nicht bewegen. Aber man muss zur richtigen Zeit am richtigen Ort sein, um sie zu finden. Es erfordert eine regelmäßige Absammlung und damit häufige Anwesenheit. Larvenuntersuchungen haben den Vorteil, dass man weiß, wo sie schlüpfen werden und der Zeitpunkt lässt sich gut eingrenzen.

Zu Beginn der Untersuchung war ein enormer Zeitaufwand nötig, um die Larven sicher zu determinieren. Durch die Merkmale, die ich erarbeitet habe, lassen sich nun in kurzer Zeit und ohne großen Aufwand vorerst 15 Kleinlibellenarten bestimmen. Nach Einarbeitung kann die Bestimmung anhand der Schlupfmarken

rasch vorgenommen werden, so dass Untersuchungen an Gewässern mit vergleichsweise geringem Aufwand betrieben werden können. Auch bei Tieren, an denen die Prokte fehlen, können die 15 beschriebenen Arten anhand der Schlupfmarken problemlos bestimmt werden.

Durch ein wenig Übung kann man verschiedene Arten deutlich voneinander unterscheiden. Dies gilt insbesondere für die Unterscheidung von *Coenagrion puella* und *Enallagma cyathigerum*, für die ein signifikanter Unterschied herausgearbeitet werden konnte. In manchen Fällen ist es jedoch sinnvoll, weitere Merkmale einzubeziehen. Auch die Größe der Larven im Emergenzstadium kann wichtige Hinweise auf die Artzugehörigkeit liefern, wie z.B. für die Unterscheidung von *Erythromma najas* und *E. viridulum*, die einen bemerkenswerten Größenunterschied aufweisen.

Ausblick

Ob sich die festgestellten Merkmale der Schlupfmarken auch bei Larven in anderen Gebieten zeigen, bleibt abzuwarten und sollte untersucht werden. Vergleiche mit Arten, die hier nicht behandelt wurden, sollten angestellt werden, um Ähnlichkeiten oder auch Unterschiede herausarbeiten. Dies lässt sich nur über weitere Untersuchungen klären.

Viele Arten lassen sich per Augenschein gut bestimmen, bei Zweifeln habe ich auch Merkmale herausgefunden, die man mit einer Lupe bei zehnfacher Vergrößerung erkennen kann. Hierzu dienten mir vor allem Augenstrukturen, Schlupfmarke und Form des Pronotums. Bei manchen Arten gibt es noch deutliche, bislang unbemerkt gebliebene Unterscheidungsmerkmale, die noch weiter zu untersuchen sind.

Bei Großlibellen war es mir nicht möglich, eine größere Anzahl an Larven zu finden, die sich im Emergenzstadium befanden. Es haben sich zwar interessante Aspekte ergeben, jedoch sehe ich derzeit keine Möglichkeit einer weiteren sinnvollen Untersuchung, da meine technischen Möglichkeiten einer Dokumentation großer Larven begrenzt sind. Mit Ausnahme der Edellibellen entwickelt sich bei Anisopteren eine klappenartige Schlupfmarke, die auch als Schlupfklappe bezeichnet werden kann. Diese Schlupfklappe sitzt ebenfalls zwischen den dorsalen Stigmen und der Flügelscheidenbasis. In dem Film „Schlupfphasen der Libellen“ (SCHROTH 2012b) habe ich dokumentiert, dass an dieser Stelle die Exuvienhaut zuerst aufbricht. Mit dem ersten erfolgreichen Stoß beim Schlüpfen bricht diese Klappe auf, beim zweiten Stoß die dorsale Naht des Mesothorax und dann Thoraxbereiche seitlich der Flügelscheiden. Zur biologischen Bedeutung der Schlupfklappen sowie zur Unterscheidung auch der Großlibellen anhand von Merkmalen an Häutungs- und Schlupfklappen sind weitergehende Untersuchungen erforderlich.

Danksagung

Mein herzlichster Dank gilt Joachim Hoffmann, der mit viel Engagement das Manuskript überarbeitete, mir Hilfestellung bei der Wahl der Begriffsbezeichnungen gab und mich auch dazu anregte, diesen Artikel zu schreiben.

Auch möchte ich mich bei Franz-Josef Schiel und Mathias Lohr für die Anregungen und Verbesserungen des Textes bedanken. Ebenso geht mein Dank an Paweł Buczyński für seine Hinweise zur Verbesserung des Inhalts.

Die Unterstützung der Naturschutzbehörden der Regierungen von Mittelfranken, Oberpfalz und Oberfranken soll hier dankend erwähnt werden. Sie ermöglichen erst diese Untersuchung durch eine Ausnahmeerlaubnis. Dank auch an den Forstbetrieb Nürnberg (Bayerische Staatsforsten), welcher mir eine Fahrerlaubnis für das Waldgebiet im Reichswald ausgestellt hatte.

Literatur

- BELLMANN H. (2007) Der Kosmos Libellenführer. Frankh-Kosmos Verlag, Stuttgart
- BROCHARD C., D. GROENENDIJK, E. VAN DER PLOEG & T. TERMAAT (2012) Fotogids Larvenhuidjes van Libellen. KNNV Uitgeverij, Zeist
- CHAM S. (2012) Field Guide to the larvae and exuviae of British Dragonflies: Damselflies (Zygoptera) and Dragonflies (Anisoptera). The British Dragonfly Society, Peterborough
- CORBET P.S. (1999) Dragonflies: Behaviour and ecology of Odonata. Harley Books, Colchester
- GERKEN B. & K. STERNBERG (1999) Die Exuvien europäischer Libellen (Insecta, Odonata). Arnika & Eisvogel, Höxter und Jena
- HEIDEMANN H. & R. SEIDENBUSCH (2002) Die Tierwelt Deutschlands, 72. Teil: Die Libellenlarven Deutschlands. Goecke & Evers, Keltorn
- KRIEGER F (1954) Untersuchungen über den Farbwechsel der Libellenlarven. *Zeitschrift für Vergleichende Physiologie* 36: 352-366
- MARTENS A. (1996) Die Federlibellen Europas. Die Neue Brehm-Bücherei 626. Westarp-Wissenschaften, Hohenwarsleben
- NORLING U. & G. SAHLÉN (1997) Odonata, Dragonflies and Damselflies. – In: NILSSON A. (Ed.) Aquatic Insects of North Europe. A Taxonomic Handbook. Vol. 2. Stenstrup, Apollo Books: 13-65
- SCHROTH K. (2011) Untersuchung über die Kopplungsmuster bei der Paarung der Kleinlibellen. In: GdO (Ed.) Tagungsband der 30. Jahrestagung der Gesellschaft deutschsprachiger Odonatologen (GdO e.V.) 18.-20. März 2011 in Lübeck: 45-47
- SCHROTH K. (2012a) Die Schlupfphasen der Libellen. In: GdO (Ed.) Tagungsband der 31. Jahrestagung der Gesellschaft deutschsprachiger Odonatologen (GdO e.V.) 9. bis 11. März 2012 in Freiberg: 65-66
- SCHROTH K. (2012b) Die Schlupfphasen der Libellen (Film und Dokumentation). Online im Internet (12.09.2014), URL: <http://www.libellen.de/Filme/filme.html>
- SCHROTH K. (2012c) Libellenbrief 1. Online im Internet (12.09.2014), URL: http://www.libellenbriefe.de/Libellenbrief_1/libellenbrief_1.html
- SCHROTH K. (2013) Libellen vor dem Schlupf – Untersuchung von Merkmalen häutungsreifer und schlupfreifer Libellenlarven. In:

GdO (Ed.) Tagungsband der 32. Jahrestagung der Gesellschaft deutschsprachiger Odonatologen (GdO e.V.) 15. bis 17. März 2013 in Petersberg bei Fulda: 39-40

STERNBERG K. & R. BUCHWALD (1999; Ed.) Die Libellen Baden-Württembergs, Band 1. Ulmer, Stuttgart

WICHARD W., W. ARENS & G. EISENBEIS (1995) Atlas zur Biologie der Wasserinsekten. Gustav Fischer, Stuttgart

Manuskripteingang: 11. Oktober 2013