

Die Larvenentwicklung von *Aeshna viridis* im NSG Westliches Hollerland, Bremen (Odonata: Aeshnidae)

Melanie Wittenberg¹, Friederike Kastner² und Rainer Buchwald²

¹) Haarenfeld 37, D-26129 Oldenburg, wittenberg.melanie@googlemail.com

²) AG Vegetationskunde und Naturschutz, Institut für Biologie und Umweltwissenschaften
IBU, Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, D-26111 Oldenburg,
friederike.kastner@uni-oldenburg.de, rainer.buchwald@uni-oldenburg.de

Abstract

Development of the larvae of *Aeshna viridis* in the Westliches Hollerland nature reserve in Bremen (Odonata: Aeshnidae) – *Aeshna viridis* is an endangered species in Germany, while in Bremen and Lower Saxony it is even on the brink of extinction. There is little known about the larval development of *A. viridis*, the descriptions by WESENBERG-LUND (1913) and MÜNCHBERG (1930) from the first half of the 20th century being the most detailed publications. They showed that the development from egg to imago normally takes two years, in rare cases even three years. A large population exists in the north west of Germany in the Westliches Hollerland nature reserve in Bremen. A quantitative cycle of the larval development could be analyzed in this population. *Aeshna viridis* larvae were collected and measured from three ditches on a monthly basis from April to September 2012. We hypothesized that two cohorts would have to be found at the same time in the case of a two year development. For *A. viridis* a two year development was verified in 2012.

Zusammenfassung

Aeshna viridis ist eine stark gefährdete Art in Deutschland und in Bremen und Niedersachsen sogar vom Aussterben bedroht. Über die Larvenentwicklung von *A. viridis* ist bisher wenig bekannt. Die Beschreibungen von WESENBERG-LUND (1913) und MÜNCHBERG (1930) aus der ersten Hälfte des 20. Jahrhunderts enthalten die detailliertesten Darstellungen. Diese geben an, dass *A. viridis* sich in der Regel innerhalb von zwei, in seltenen Fällen innerhalb von drei Jahren zur Imago entwickelt. Eine große Population im Nordwesten Deutschlands ist im Naturschutzgebiet Westliches Hollerland (Leher Feld) in Bremen beheimatet, an der die quantitativen Zyklen der Larvenentwicklung gut untersucht werden können. Dafür wurde von April bis September 2012 monatlich in drei ausgewählten Gräben *A. viridis*-Larven gesammelt und vermessen. Die zugrunde liegende These besagt, dass bei einer mehrjährigen Entwicklung unterschiedliche Kohorten von *A. viridis* gleichzeitig vorhanden sein müssten. Für *A. viridis* konnte im Jahr 2012 im Bremer NSG Westliches Hollerland eine zweijährige Entwicklung nachgewiesen werden.

Einleitung

Aeshna viridis steht in Deutschland als „stark gefährdet“ und in Bremen und Niedersachsen mit dem Status „vom Aussterben bedroht“ auf der Roten Liste (ALTMÜLLER & CLAUSNITZER 2010; WILDERMUTH & MARTENS 2014) und wird im Anhang IV der FFH-Richtlinie geführt (Richtlinie 92/43/EWG des Rates der europäischen Gemeinschaft). Aktuell liegen Nachweise für Niedersachsen und Bremen von Aller und Elbe, der Weserniederung bei Bremen sowie der Emsniederung bei Leer vor, wobei die Vorkommen stark rückläufig sind (NLWKN 2011).

Die Art ist in ihrem Lebenszyklus eng an die Krebschere *Stratiotes aloides* gebunden. Von Ausnahmen abgesehen (z.B. MAUERSBERGER et al. 2005), findet die Eiablage nur in diese Pflanze statt. Daher gilt *A. viridis* hinsichtlich ihres Entwicklungszyklus als extremer Habitatspezialist (MÜNCHBERG 1930).

Ein besonders dichtes Netz an Grabensystemen prägt die Landschaft Nordwestdeutschlands (KIEL et al. 2012), in denen die Eiablagepflanze *S. aloides* ihre Hauptvorkommen aufweist (CORDES et al. 2006; GARVE 2007; NETPHYD & BFN 2013). Diese anthropogen geschaffenen Wasserkörper müssen aufgrund ihrer Verlandungstendenz regelmäßig (meist jährlich) geräumt oder entkrautet werden (HANDKE 1999). Aufgrund der Beschreibungen von MÜNCHBERG (1930) und WESENBERG-LUND (1913) ist davon auszugehen, dass bei einer jährlichen Räumung der Gräben alle Entwicklungsstadien (sowohl die in der Pflanze abgelegten Eier als auch die geschlüpften Larven des Vorjahres) zerstört und nahezu die gesamte Population ausgelöscht werden kann.

Über die Entwicklungszeit vom Eistadium bis zur Imago von *A. viridis* ist wenig bekannt. MÜNCHBERG (1930) und WESENBERG-LUND (1913) geben in ihren Veröffentlichungen an, dass die Entwicklung in der Regel zwei, unter ungünstigen Bedingungen auch drei Jahre andauert. Hierbei ist die Beeinflussung durch äußere Faktoren wie Temperatur und verfügbare Beute ausschlaggebend (MÜNCHBERG 1930). Dass seit diesen Arbeiten keine Untersuchungen zu der Larvenentwicklung von *A. viridis* veröffentlicht wurden, verdeutlicht die Kenntnislücke auf diesem Gebiet.

Mit der vorliegenden Untersuchung soll die genaue Entwicklungsdauer von *A. viridis* im NSG Westliches Hollerland beschrieben werden. Die zugrunde liegende These besagt, dass bei einer mehrjährigen Entwicklung unterschiedliche Jahrgänge von *A. viridis*-Larven gleichzeitig vorhanden sein müssen, bei einer zweijährigen Entwicklung also zwei deutlich unterscheidbare Größenklassen. Die meisten Bestimmungsschlüssel enthalten nur Merkmale für Exuvien (HEIDEMANN & SEIDENBUSCH 2002; BROCHARD et al. 2012). Nur NORLING & SAHLÉN (1997) geben den Hinweis, dass junge Larvenstadien von *A. viridis* sich im Aussehen von den Exuvien unterscheiden, ohne näher auf die Unterschiede einzugehen. Deshalb sollen morphologische Charakteristika junger Larvenstadien der Art beschrieben werden.

Diese Untersuchung war eingebunden in das von der Deutschen Bundesstiftung Umwelt (DBU) geförderte Projekt „Artenhilfsprogramme für die FFH-Libell-

lenarten *Aeshna viridis*, *Coenagrion mercuriale* und *Coenagrion ornatum* in NW-Deutschland – wissenschaftliche Grundlagen sowie Maßnahmen zur Verbesserung der Habitatqualität und des Habitatverbundes“.

Untersuchungsgebiet und Methoden

Untersuchungsgebiet

Das Untersuchungsgebiet befindet sich im Naturschutzgebiet Westliches Hollerland (Leher Feld) in Bremen, das zu den Flussniederungen des Hamme-Wümme-Gebiets gehört und Niedermoorcharakter aufweist (JORDAN et al. 2010). In diesem sich über 90 km erstreckenden Grabensystem wird seit 1998 ein ökologisches Grabenräumprogramm durchgeführt (HELLBERG et al. 2000; JORDAN et al. 2010). Die Grabenräumung erfolgt nach individueller Bewertung der Vegetations- bzw. Verlandungsstufen der Gräben und findet im Mittel alle fünf Jahre im Herbst statt (NAGLER & MÜLLER 2012). Das dichte Netz von Gräben und Fleeten im Hollerland weist über die Region hinaus bedeutende Bestände von *S. aloides* und *A. viridis* auf (ADENA & HANDKE 2001; CASTRO & POHLMANN 2009; JORDAN et al. 2010).

Die Untersuchungen fanden in drei ausgewählten *S. aloides*-Gräben statt, in denen in den Vorjahren hohe Schlupfraten von *A. viridis* nachgewiesen worden waren. Die mittlere Wassertiefe der Gräben betrug 0,4 m bei einer Grabenbreite zwischen 3,6 m und 5,0 m. Die mittlere Wassertemperatur lag 2012 im Zeitraum April bis September bei 15,1°C.

Erfassung der Larven

Im Zeitraum April bis September 2012 wurde in diesen Gräben monatlich nach *A. viridis*-Larven gesucht. Je nach Jahreszeit und Zustand der *S. aloides*-Pflanzen wurden die Larven unterschiedlich aus dem Graben entnommen: Im April, als die *S. aloides*-Pflanzen noch nicht aufgetaucht waren und dicht unter der Wasseroberfläche schwammen, wurden die Pflanzen vom Ufer aus mit der Hand angehoben. Die Larven konnten direkt aus den Blattachsen gesammelt werden. Ab Mai schwammen die Pflanzen an der Wasseroberfläche und hatten lange Wurzeln ausgebildet. Da ein Anheben das Wurzelwerk der Pflanzen beschädigt hätte, wurden die Larven mit Hilfe eines handelsüblichen Keschers mit einer Maschenweite von ca. 2 mm gefangen. Dabei wurde der Keschler unter die Pflanze geführt und leicht geschüttelt, sodass die Pflanze in Bewegung kam, aber nicht aus dem Wasser gehoben wurde. Die Larven fielen ab und wurden im Keschler aufgefangen. Außerdem wurden die Pflanzen von *S. aloides* mit einer Gartenharke schnell unter Wasser gedrückt (ca. 1 m² Fläche), danach wurde die darüber liegende Wassersäule mehrfach mit dem Keschler durchfischt. Bei dem schnellen Herunterdrücken der Pflanzen konnten sich die Larven vermutlich nicht an diesen halten und trieben in der Wassersäule, oder sie versuchten durch die Störung wegzuschwimmen. Die Pflanzen stiegen danach wieder an die Wasseroberfläche auf. Die gefangenen Lar-



Abbildung 1: Messgrößen am Gesamtkörper der Larven. – Figure 1. Measurements of the larvae. **1** Länge der Larven insgesamt (von Kopf bis zur Spitze der Analpyramide), total length of the larvae (from head to tip of the analpyramid; **2** Kopfkapselbreite direkt hinter den Augen, headwidth directly behind the eyes.

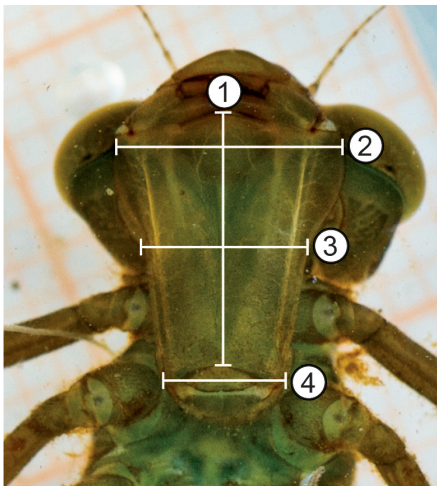


Abbildung 2: Messgrößen an der Fangmaske. – Figure 2. Measurements of the mask. **1** Länge des Prämentums, length of the prementum; **2** Breite des Prämentums an der breitesten Stellen (Breite Oben), width of the broadest part of the prementum; **3** Breite des Prämentums im mittleren Bereich (Breite Mitte), width of the middle of the prementum; **4** Breite des Prämentums an der schmalsten Stelle (Breite Unten), width of the narrowest part of the prementum.

ven wurden fotografiert und vermessen. Die Auswahl der Messgrößen (Abb. 1, 2; jeweils in mm) orientierte sich dabei an MÜNCHBERG (1930), der allerdings die Fangmasken nicht vermaß.

Statistische Analyse

Für die statistische Analyse wurde das Statistikprogramm R 2.14.2 genutzt. Den statistischen Tests wurde ein Signifikanzniveau von 0,05 zugrunde gelegt. Es wurde vorausgesetzt, dass sich die Larven aus den drei Gräben nicht unterschieden und zu einer gemeinsamen Metapopulation gehörten. Um zu überprüfen, ob die Larven aus den unterschiedlichen Monaten sich in ihrer Größe eindeutig von denen des Vormonats unterschieden, wurde der Kruskal-Wallis Test angewandt. Dabei wurden die Monate jeweils paarweise als fester Faktor und die Gesamtlänge der Larven bzw. die Kopfkapselbreite als abhängigen Faktor genutzt. Zusätzlich wurde der Jonckheere-Terpstra-Test angewendet um zu testen, ob die Gesamtlänge der Larven und die Kopfkapselbreite der Larven von Monat zu Monat stetig wuchsen. Es wurde die Größenveränderungen zwischen den einzelnen Monaten, also von April zu Mai, Mai zu Juni, Juni zu Juli etc. getestet. Auch wenn die Messungen von September 2012 und April 2012 nicht zeitlich aufeinander folgen, wurden die Daten zusätzlich getestet.

Ergebnisse

Neben *A. viridis* waren auch zahlreiche Larven von *A. isocles* und einige Larven von *A. mixta* in den Kescherfängen vorhanden. Im Untersuchungszeitraum wurden 667 Larven gefunden, davon 357 *A. viridis*-, 204 *A. isocles*- und 86 *A. mixta*-Larven. Insgesamt 20 Larven blieben unberücksichtigt, da diese nicht eindeutig determiniert werden konnten.

Larvengröße von *Aeshna viridis*

Die Gesamtlänge und die Kopfkapselbreite von *A. viridis* unterschieden sich signifikant zwischen den Monaten (Abb. 3). Der Jonckheere-Terpstra-Test ergab ein signifikantes stetiges Wachstum zwischen den Monaten der beiden Kohorten (Abb. 3).

Die Messergebnisse der Fangmasken zeigen, dass das Verhältnis zwischen Länge des Prämentums und schmalster Stelle der Fangmaske („Breite Unten“) stets bei ca. 1:2 lag (Tab. 1). Das Prämentum ist, auch in jüngeren Larvenstadien, stets ca. doppelt so lang wie breit. Für die Bestimmung von Exuvien ist ein Verhältnis von 2 bis 2,5 entscheidend. Im Monat Juni konnten nur die Fangmasken der großen Larven vermessen werden.

Erscheinungsbild der Larven

Die *A. viridis*-Larven der Aufnahme im April hatten stets eine grünliche Färbung und charakteristische Doppelpunkte auf den Abdominalsegmenten. Die Flügel-

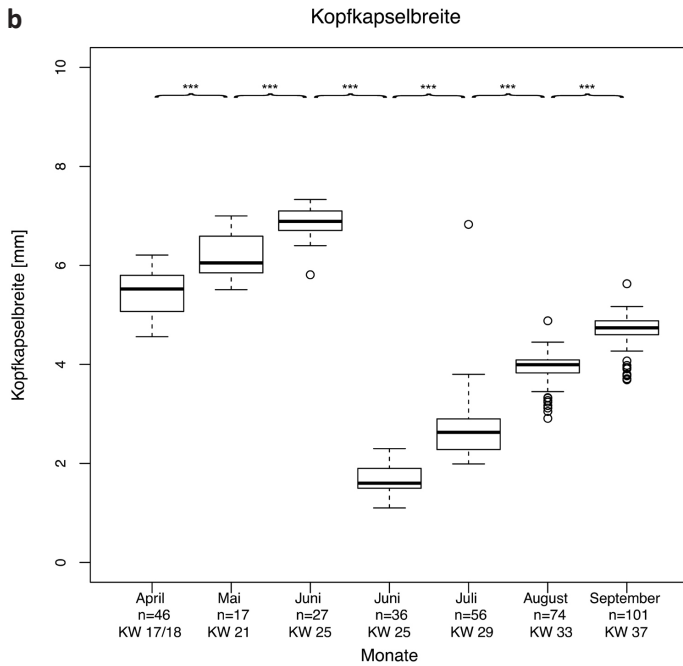
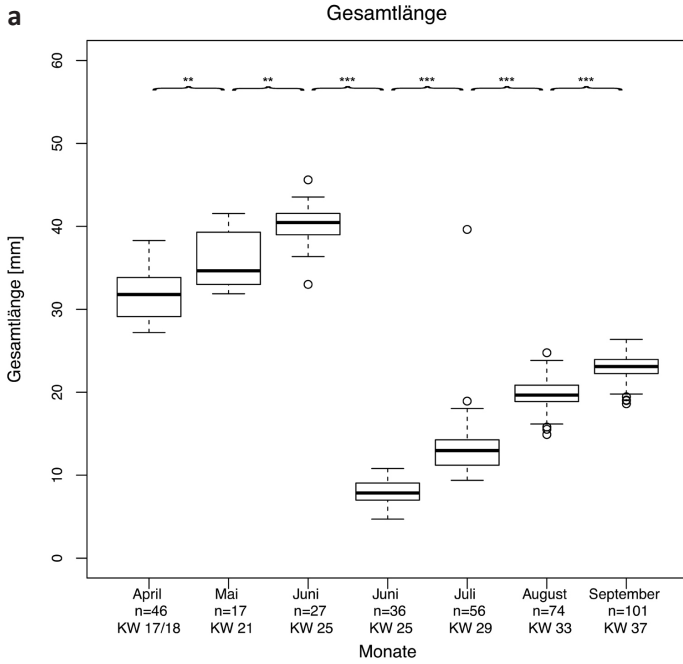


Tabelle 1: Verhältnisse der Fangmaskenbreite zur Fangmaskenlänge von *A. viridis*-Larven (Mittelwerte und Standardabweichung (SD)). Im Juni wurden nur die großen Larven vermessen. Im Juli wurden drei kleine und eine große Larve gemessen, für die kleinen wird der Median angegeben, für die große Larve der genaue Wert. – Table 1. Proportion of the mask-width to the mask-length of *A. viridis*-larvae (means and SD standard deviation). In June only the big larvae were measured. In July three small and one big larva were measured; the median is given for the small larvae, for the big larva the exact measurement is given.

<i>Aeshna viridis</i>	April	Mai	Juni	Juli	August	September
Anzahl Messungen	34	14	25	3 / 1	70	98
Länge [mm]	4,5 (0,6)	5,3 (0,7)	5,8 (0,7)	2,2 / 5,6	3,3 (0,4)	4,0 (0,4)
Breite Oben [mm]	3,9 (0,6)	4,8 (0,6)	5,2 (0,6)	2,0 / 5,0	2,9 (0,4)	3,4 (0,4)
Breite Mitte [mm]	2,9 (0,5)	3,4 (0,5)	3,8 (0,4)	1,4 / 3,5	2,1 (0,3)	2,6 (0,3)
Breite Unten [mm]	2,2 (0,3)	2,5 (0,4)	2,8 (0,2)	1,1 / 2,7	1,5 (0,3)	1,9 (0,2)
Verhältnis Länge / Breite Oben	1,2	1,1	1,1	1,1 / 1,1	1,2	1,2
Verhältnis Länge / Breite Mitte	1,6	1,5	1,5	1,6 / 1,6	1,6	1,6
Verhältnis Länge / Breite Unten	2,0	2,1	2,1	2,0 / 2,1	2,2	2,1
Verhältnis Breite Oben / Breite Unten	1,8	1,8	1,8	1,8 / 1,9	1,9	1,8

scheiden reichten vom 1. bis zum 3. Abdominalsegment (Abb. 4a). Die Augen wurden zur Kopfmittle hin schmaler. Die Beine waren einfarbig und ohne Ringzeichnung. Diese Färbung war auch bei den im Mai gefundenen Larven zu beobachten. Zusätzlich waren die Augen zur Kopfmittle hin im Vergleich zu den Larven des Vormonats vergrößert (Abb. 4b). Viele der im Juni gefangenen Larven wiesen

Linke Seite: Abbildung 3: Boxplots der Messungen der Gesamtlänge (a) und Kopfkapselbreite (b) der *A. viridis*-Larven. Getestet wurde der Unterschied der Larvengrößen zwischen den Monaten (** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$). Kreise = Ausreißer. Angegeben sind die Anzahl der gemessenen Larven (n) und die Kalenderwoche (KW), in der die Probenahmen stattfanden. KW 25 ist zweimal aufgrund der zwei Kohorten aufgetragen (siehe Ergebnisteil). – Left page: Figure 3. Boxplots of length (a) and headcapsule (b) width measurements of the *A. viridis* larvae. The difference between the measurements of the months was tested (** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$). Circles = Outliers. Numbers of larvae (n) and calendar week (KW) are noted. KW 25 is shown twice because of the two cohorts (see results).



noch die typische grünliche Färbung auf. Einige Larven, die kurz vor der Metamorphose standen (Abb. 4c), hatten eine dunklere und bräunlichere Färbung angenommen. Weiterhin waren die Augen und der Thorax stark vergrößert und die Flügelscheiden reichten bis zum 4. Segment. Die einfarbigen Beine konnten wieder bei allen Larven nachgewiesen werden. Bei den im April, Mai und Juni gefangenen Larven konnte stets ein länglicher bis elliptischer Fleck zwischen den Fühlern beobachtet werden (Abb. 4a bis 4c). Im Juni wurden neben den großen und fast schlupfreifen *A. viridis*-Larven eine weitere Larvengruppe gefunden. Diese sehr kleinen Larven hatten eine bräunliche Färbung, grünliche Augen und ein helles, gelbliches Band um die ersten Abdominalsegmente. Auch bei diesen kleinen Larven waren die Beine einfarbig (Abb. 4d). Die bräunliche Färbung und das gelbe Band waren auch bei den Larven im Juli vorhanden (Abb. 4e). Diese Larven wiesen keine Doppelpunkte auf den Abdominalsegmenten auf. Der länglich bis elliptische Fleck auf dem Kopf konnte bei einem Großteil der Larven, abhängig von der Fotoqualität, ebenfalls bestimmt werden. Im August hatten die meisten Larven eine grünliche Färbung, wobei das helle Band um die ersten Abdominalsegmente noch erkennbar war (Abb. 4f). Die Augenfarbe hatte sich von einer zunächst grünlichen Färbung im Juni und Juli hin ins Dunkle, fast Schwarze, verändert und glich damit mehr den im April bis Juni gefundenen Larven. Die Larven ähnelten im September (Abb. 4g) im Aspekt den Larven, die im August gefunden wurden. Ein Unterschied bestand darin, dass das helle Band um die ersten Abdominalsegmente nicht mehr auftrat. Die Flügelscheiden der Larven waren im Juni und Juli zunächst nur in Ansätzen erkennbar (Abb. 4d und 4e), im August und September reichten diese dann bis zum 2. Segment (Abb. 4f und 4g).

Diskussion

Larvalentwicklung

Die gemessenen Werte der Gesamtlänge und Kopfkapselbreite der *A. viridis*-Larven stiegen von April bis Juni 2012 kontinuierlich an, bis der Schlupfzeitpunkt im Juni erreicht war. Zum selben Zeitpunkt wurden im Juni kleine Larven mit einer mittleren Länge von 8,0 mm (SD 1,5 mm) gefunden, die bis zur letzten Messung im September heranwuchsen. Die ebenfalls gefundenen *A. mixta*-Larven ließen

Linke Seite: Abbildung 4: Entwicklung der *A. viridis*-Larven von April bis September 2012. – Left page: Figure 4. Development of *A. viridis* larvae from April to September. 4a) Larve im April, Gesamtlänge 28 mm, Larva in April, total length 28 mm; 4b) Larve im Mai, Gesamtlänge 41,5 mm, Larva in May, total length 41.5 mm; 4c) Larve im Juni, Gesamtlänge 42,5 mm, Larva in June, total length 42.5 mm; 4d) Larve im Juni, Gesamtlänge 7,5 mm, Larva in June, total length 7.5 mm; 4e) Larve im Juli, Gesamtlänge 12,5 mm, Larva in July, total length 12.5 mm; 4f) Larve im August, Gesamtlänge 19 mm, Larva in August, total length 19 mm; 4g) Larve im September, Gesamtlänge 23 mm, Larva in September, total length 23 mm.

sich eindeutig anhand von Größe und Aussehen von *A. viridis*-Larven unterscheiden, sodass ein Verwechsellern ausgeschlossen werden konnte.

Die Maximallänge im September 2012 betrug 26,4 mm, die Minimallänge im April 2012 betrug 27,2 mm. Auch wenn die Messergebnisse von September 2012 auf April 2012 zeitlich nicht unmittelbar aufeinander folgten, lässt sich dennoch die These aufstellen, dass die Larven von September bis April mit dieser Größe überwintern.

Anhand dieser Ergebnisse kann bei *A. viridis* für das Jahr 2012 im Naturschutzgebiet Westliches Hollerland in Bremen eine knapp zweijährige Entwicklungszeit angenommen werden, die 22–23 Monate beträgt. Dieses Ergebnis stützt die Aussage von MÜNCHBERG (1930) und WESENBERG-LUND (1913), die von einer zweijährigen Entwicklungszeit ausgehen. Hierbei muss zwischen der Wachstumsphase und der Ruhe- bzw. Überwinterungsphase unterschieden werden. Die Ei- und Larvalentwicklung von *A. viridis* kann in unterschiedliche Phasen eingeteilt werden. Phase 1: Die Eiablage findet im August eines jeden Jahres statt, anschließend verbleiben die Eier von ca. August bis ca. Ende April des nächsten Jahres in der Pflanze (1. Überwinterung, Phase 2) (Abb. 5). WESENBERG-LUND (1913) beschreibt, dass vom 5. Oktober 1909 bis zum 15. April 2010 sich die Eier nicht veränderten und in der Zeit vom 15. April bis 18. Mai die Eier stetig größer wurden, bis aus ihnen dann die Larven schlüpften. MÜNCHBERG (1930) gibt an, dass die überwinternden Eier »Anfang Mai ausgebrütet werden«. Der Schlupf aus dem Ei konnte 2012 zwar nicht beobachtet werden, die gefundenen Larven im Juni (8,0 mm, SD 1,5 mm) lassen jedoch auf einen ähnlichen Schlupfzeitpunkt schließen. Nach dem Schlupf aus dem Ei im Mai (Phase 3) folgt eine Wachstumsphase von ca. fünf Monaten, ca. von Mai bis September (Phase 4) (Abb. 5). Im darauffolgenden Winter, MÜNCHBERG (1930) gibt hier die Zeit von Oktober bis April an, durchlaufen die Larven eine Dormanz und wachsen nicht (2. Überwinterung, Phase 5) (Abb. 5). Die Phase 6 stellt eine erneute Wachstumsphase von ca. drei Monaten Dauer dar (ca. April bis Juni), worauf der Schlupf zum Imago (Phase 7) folgt (Abb. 5). Insgesamt verbleiben eine Wachstumsphase von ca. acht Monaten (Phasen 4 und 6) sowie eine Dormanz von 14–15 Monaten (Phasen 2 und 5) (Abb. 5). Die Dauer der einzelnen Phasen ist dabei abhängig von diversen Faktoren, u.a. dem Temperaturverlauf während der zwei Jahre (bspw. der Dauer des Winters und damit der Dauer der Dormanz) oder der Verfügbarkeit von Nahrung (MÜNCHBERG 1930).

In seinen Larvenstudien fand MÜNCHBERG (1930) heraus, dass elf Häutungen notwendig sind, bis die Larve ca. 38–42 mm groß ist und mit der zwölften Häutung zur Imago schlüpft. Ein Vergleich der Messergebnisse dieser Untersuchung mit den Ergebnissen von MÜNCHBERG zeigt, dass im Untersuchungsjahr 2012 die ersten beschriebenen Stadien von MÜNCHBERG (Tab. 2, Stadium A bis D) nicht erfasst wurden und dass zum anderen mehrere Stadien zeitgleich auftreten können (vgl. Stadium E und F sowie G und H in Tab. 2). Allerdings wird aus den Untersuchungen von MÜNCHBERG nicht deutlich, wie viele Larven untersucht wurden und ob diese die tatsächlichen Larvenstadien adäquat abbilden. MÜNCHBERG schreibt,

dass er für *A. grandis* alle acht Tage 20–25 Larven über 4 Jahre lang ausgemessen hat. Stichprobenumfang, Mittelwerte oder Mediane werden von MÜNCHBERG (1930) für *A. viridis* nicht angegeben. In seiner Veröffentlichung stellt er für *A. viridis* Daten aus dem Jahr 1929 dar, für die er, je nach Monat, zwischen 23 und

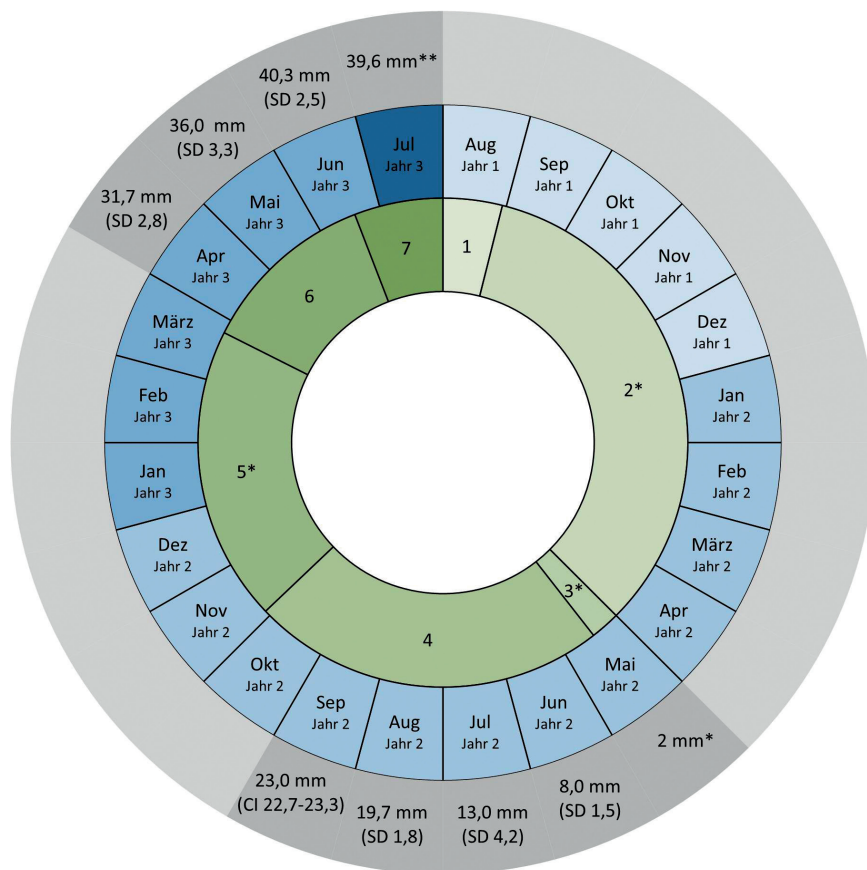


Abbildung 5: Schematische Darstellung der Ei- und Larvenentwicklung von *A. viridis*. Innerer Ring: Phasen der Ei- und Larvenentwicklung; mittlerer Ring: Jahresverlauf von 24 Monaten (1. August bis 31. Juli); äußerer Ring: Ergebnisse der Längenmessungen (Mittelwerte 2012 mit Standardabweichung (SD) und Mediane mit Konfidenzintervallen (CI)). – Figure 5. Schematic illustration of the egg- and larval development of *A. viridis*. Inner ring: phases of egg- and larval development; middle ring: course of the year, 24 months (1st of August to 31st of July); outer ring: results of the length-measurements (means 2012 with standard deviation (SD) and median with confidence interval (CI)). * Literaturangabe nach MÜNCHBERG (1930) und WESENBERG-LUND (1913), quoted by MÜNCHBERG (1930) and WESENBERG-LUND (1913); ** Länge eines gefundenen Individuums, length of one individual.

Tabelle 2: Messergebnisse der Gesamtkörperlänge (von Kopf bis zur Spitze der Anallyramide) und Stadien von MÜNCHBERG (1930) sowie Zuordnung der Messergebnisse von 2012 an die Münchberg'schen Stadien. Die Längenmessungen von MÜNCHBERG (1930) sind ohne Angabe von Stichprobenumfang, Mittelwert oder Median. Für die Messungen aus 2012 sind Mittelwerte mit Standardabweichung (SD) und Mediane mit Konfidenzintervallen (CI) angegeben. – Table 2. Measurements of the length (from head to anal pyramid) and stages of MÜNCHBERG (1930) and classification of the 2012 measurements to the stages of MÜNCHBERG. The measurements of MÜNCHBERG (1930) are given without sample size, means or medians. For the 2012 measurements the means with standard deviation (SD) and median with confidence interval (CI) are given.

MÜNCHBERG (1930)			Messungen 2012	
Häutungen	Stadium	Länge [mm]	Länge [mm] (SD/CI)	Monat (Anzahl der Larven)
	A	1,8–2,0		
1.	B	2,5		
2.	C	3,5		
3.	D	4,8–5,0		
4.	E	7	8,0 (SD 1,5)	Juni (36)
5.	F	9		
6.	G	11	13,0 (SD 4,2)	Juli (55)
7.	H	14,5–15,0		
8.	I	19,5–20,0	19,7 (SD 1,8)	August (74)
9.	J	24,5–25,5	23,0 (CI 22,7–23,3)	September (101)
10.	K	29–30	31,7 (SD 2,8)	April (46)
11.	L	34–36	31,8 (SD 2,8) 36,0 (SD 3,3)	April (46) Mai (17)
Reife Nymphe		38–42	40,2 (SD 2,5)	Juni (27)
12.	M	Imago		

30 Individuen vermessen hat. Zur genaueren Überprüfung und Verifizierung der unterschiedlichen Stadien müssten weitere Messungen von Larven sowohl unter Labor- als auch unter Freilandbedingungen stattfinden.

Die Ergebnisse zeigten, dass die Entwicklungszeit von *A. viridis* bei dem kontinental geprägten Untersuchungsgebiet von MÜNCHBERG (1930) und dem atlantisch geprägten Untersuchungsgebiet in Bremen jeweils ca. zwei Jahre beträgt.

Determination

Das Aussehen der Larven in dieser Untersuchung stimmt mit den Angaben von MÜNCHBERG (1930) überein. Er beschreibt die Färbung der Larven als »lichtgrün, strohgelb bis dunkelgrün«. Ebenso weist er auf die »Beine ohne Ringzeichnung«



Abbildung 6a–c: Vergleich der Ocelliflecken bei *A. viridis* (a), *A. isoceles* (b) und *A. mixta* (c).
– Figure 6a–c. Comparison of the Ocellidots of *A. viridis* (a), *A. isoceles* (b) and *A. mixta* (c).

hin (MÜNCHBERG 1930). Auf die helle Färbung der ersten Abdominalsegmente in frühen Larvenstadien geht er nicht ein. NORLING & SAHLÉN (1997) erwähnen diese Färbung, ohne jedoch Hinweise zu geben, ab welchem Stadium diese helle Färbung nicht mehr auftritt. Weiterhin erwähnt MÜNCHBERG (1930) einen Kopffleck, er beschreibt diesen als »lebhaft, helles T-förmiges Zeichen« (MÜNCHBERG 1930). NORLING & SAHLÉN (1997) beschreiben diesen Fleck als Teil der Ocelli. Insgesamt zählen drei Flecken zu den Ocelli, wobei jedoch nur der mittlere unterschiedliche Formen aufweist. Bei den im Untersuchungsgebiet erfassten Larven hatte der Fleck nicht die von MÜNCHBERG (1930) erwähnte T-Form, sondern war länglich bis elliptisch (Abb. 6a). Norling & SAHLÉN (1997) erwähnen diesen Ocellifleck zwar nicht explizit im Text, in den Abbildungen wird er jedoch auch in elliptischer Form dargestellt.

Beim Vergleich der drei in den Proben vorkommenden Aeshniden-Larven von *A. viridis*, *A. isoceles* und *A. mixta* fiel auf, dass der mittlere Ocellifleck unterschiedliche Formen aufwies. Die artspezifische Form des Ocelliflecks war nahezu bei jedem Larvenstadium der jeweiligen Art erkennbar. Der Ocellifleck von *A. viridis* war, wie oben beschrieben, länglich bis elliptisch, derjenige von *A. isoceles* stets karoförmig bis viereckig (Abb. 6b) und derjenige von *A. mixta* dreieckig (Abb. 6c). Da die Stichprobengröße für *A. mixta* sehr gering ausfiel (46 Individuen), müssten weitere Untersuchungen zur Verifizierung stattfinden. Weiterhin sollte untersucht werden, ob diese Flecken auch in anderen, räumlich getrennten Populationen auftreten.

Bedeutung der Larvenentwicklung in Bezug auf die Grabenunterhaltung

Um die Be- und Entwässerungsfunktion von Gräben dauerhaft zu gewährleisten, findet eine regelmäßige, meist jährliche Unterhaltung statt (HANDKE 1999) und hat so entscheidende Auswirkungen u.a. auf die Population von *A. viridis*. Bei einer jährlichen und kompletten Räumung der Gräben im Herbst werden nicht nur die Larven, sondern auch die mit Eiern besetzten *Stratiotes aloides*-Pflanzen entnommen und somit die Population für die folgenden zwei Jahre dezimiert. Im Rahmen des Forschungs- und Kooperationsvorhabens zur „Erprobung von Managementmaßnahmen in Bremen zum Erhalt der Krebschere“ (JORDAN et al.

2010) wurden die Auswirkungen unterschiedlicher Grabenräumungen u.a. auch auf die Populationen von *A. viridis* hin untersucht. Nach einer jährlichen, individuellen Begutachtung der Gräben werden diese mit einem speziellen Räumgerät (Mähkorb mit eingelegtem Lochblech) in einem durchschnittlichen Turnus von fünf Jahren geräumt. In der Regel werden die Gräben einseitig geräumt, sodass ein Teil der Grabenvegetation im Graben verbleibt. Da nicht alle benachbarten Gräben innerhalb eines Jahres geräumt werden, entsteht ein vielfältiges Mosaik von unterschiedlichen Graben-Entwicklungsstadien. Die Ergebnisse des Bremer Forschungsvorhabens sowie die Ergebnisse zur Larvalentwicklung im Rahmen dieser Untersuchung zeigen, dass das Ökologische Grabenräumprogramm des Landes Bremen (NAGLER & MÜLLER 2012) optimal für die Sicherung von *A. viridis*-Populationen geeignet ist.

Dank

Unser herzlicher Dank gilt Henrich Klugkist für die Erteilung der Ausnahmegenehmigung, Verena Cordlandwehr für die Unterstützung bei der statistischen Analyse sowie Uwe Richter für die Bereitstellung des Programms „Measure Master“. Bei Christophe Brochard bedanken wir uns für Hinweise zum Ausmessen der Larven. Ein großer Dank gilt weiterhin den Gutachtern, die das Manuskript kritisch gelesen und hinterfragt und dadurch zum besseren Verständnis beigetragen haben.

Literatur

- ADENA J. & K. HANDKE (2001) Die Libellenfauna von Grünland-Grabensystemen im Bremer Raum. *Bremer Beiträge für Naturkunde und Naturschutz* 5: 91–103
- ALTMÜLLER R. & H.-J. CLAUSNITZER (2010) Rote Liste der Libellen Niedersachsens und Bremens – 2. Fassung, Stand 2007. *Informationsdienst Naturschutz Niedersachsen* 4: 209–260
- BROCHARD C., D. GROENENDIJK, E. VAN DER PLOEG & T. TERMAAT (2012) Fotogids larvenhuidjes van libellen. Knnv Uitgeverij, Zeist/Niederlande
- CASTRO J.F. & M. POHLMANN (2009) Analyse des Vorkommens der Grünen Mosaikjungfer (*Aeshna viridis*) im NSG Westliches Holterland (Leher Feld). Universität Bremen, Bachelorarbeit
- CORDES H., J. FEDER, F. HELLBERG, D. METZING & B. WITTIG (2006) Atlas der Farn- und Blütenpflanzen des Weser-Elbe-Gebietes. Verlag H. M. Hauschild GmbH, Bremen
- DER RAT DER EUROPÄISCHEN GEMEINSCHAFT (1992) Richtlinie 92/43/EWG des Rates vom 21. Mai 1992 zur Erhaltung der natürlichen Lebensräume sowie der wildlebenden Tiere und Pflanzen. *Amtsblatt der Europäischen Gemeinschaft* Reihe L 206: 7–50
- GARVE E. (2007) Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen in Niedersachsen und Bremen. Naturschutz und Landschaftspflege in Niedersachsen 43
- HANDKE K. (1999) Gräben. In: KONOLD W., R. BÖCKER & U. HAMPICKE (Ed.) Handbuch Naturschutz und Landschaftspflege: Compendium zum Schutz und Entwicklung von

Lebensräumen und Landschaften. Landschaft. Teil XIII-7.15.2: 1–15

HEIDEMANN, H. & R. SEIDENBUSCH (2002) Die Libellenlarven Deutschlands. Handbuch für Exuviensammler. Keltern, Goecke & Evers

HELLBERG F., A. NAGLER, H. KLUGKIST & A. SCHOPPENHORST (2000) Pflege und Entwicklung einer Niederungslandschaft im Bremer Becken am Beispiel des Naturschutzgebietes „Westliches Hollerland (Leher Feld)“. *Natur und Landschaft* 1: 17–27

JORDAN R., R. KESEL, W. KUNDEL, D. ZACHARIAS, H. BRUNKEN, H. HARDER, M. HEIN, H. KLUGKIST, K. KUNZE, A. NAGLER, E. VAN DER ELST & G. WEBER (2010) Forschungs- und Kooperationsvorhaben: Erprobung von Managementmaßnahmen in Bremen zum Erhalt der Krebschere als Leitart für die ökologisch wertvollen Graben-Grünland-Gebiete der Kulturlandschaft Nordwestdeutschlands. Endbericht 2010. Bremen. Unveröff.

KIEL E., F. KASTNER, R. LÜHKEN & M. SCHRÖDER (2012) Die Wirbellosenfauna in Gräben Norddeutschlands. *Natur und Landschaft* 8: 347–350

MAUERSBERGER R., S. BAUHUS & P. SALM (2005) Zum Vorkommen der Grünen Mosaikjungfer (*Aeshna viridis* Eversmann) im Nordosten Brandenburgs (Odonata: Aeshnidae). *Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg* 14 (1): 17–24

MÜNCHBERG P. (1930) Zur Biologie der Odonatengenera *Brachytron* Evans und *Aeschna* FBR. *Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere* 20 (1): 172–232

NAGLER A. & H.-U. MÜLLER (2012) Das ökologische Grabenräumprogramm des Landes Bremen – 25 Jahre erfolgreicher Schutz artenreicher Grünlandgräben. *Natur und Landschaft* 8: 357–361

NETZWERK PHYTODIVERSITÄT DEUTSCHLAND (NETPHYD) & BUNDESAMT FÜR NATURSCHUTZ

(BFN) (2013) Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen. Landwirtschaftsverlag, Münster

NLWKN (Niedersächsischer Landesbetrieb für Wasserwirtschaft, Küsten- und Naturschutz) (Ed.) (2011) Vollzugshinweise zum Schutz von Wirbellosenarten in Niedersachsen. Teil 3: Wirbellosenartendes Anhangs IV der FFH-Richtlinie mit höchster Priorität für Erhaltungs- und Entwicklungsmaßnahmen – Grüne Mosaikjungfer (*Aeshna viridis*). Niedersächsische Strategie zum Arten- und Biotopschutz, Hannover: 8 S. Unveröff.

NORLING U. & G. SAHLÉN (1997) Odonata, Dragonflies and Damselflies. Aquatic Insects of North Europe – A Taxonomic Handbook, Vol. 2. Apollo Books. Stenstrup: 13–65

WESENBERG-LUND, C. (1913) Odonaten-Studien 1. Mitteilungen aus den biologischen Süßwasserlaboratorien Hilleröd u. Lyngby (Dänemark) XVI: 155–228

WILDERMUTH, H. & A. MARTENS (2014) Taschenlexikon der Libellen Europas. Alle Arten von den Azoren bis zum Ural im Porträt. Quelle & Meyer, Wiebelsheim

Manuskripteingang: 10. Juni 2015

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Libellula](#)

Jahr/Year: 2015

Band/Volume: [34](#)

Autor(en)/Author(s): Wittenberg Melanie, Kastner Friederike, Buchwald Rainer

Artikel/Article: [Die Larvenentwicklung von *Aeshna viridis* im NSG Westliches Hollerland, Bremen \(Odonata: Aeshnidae\) 127-141](#)