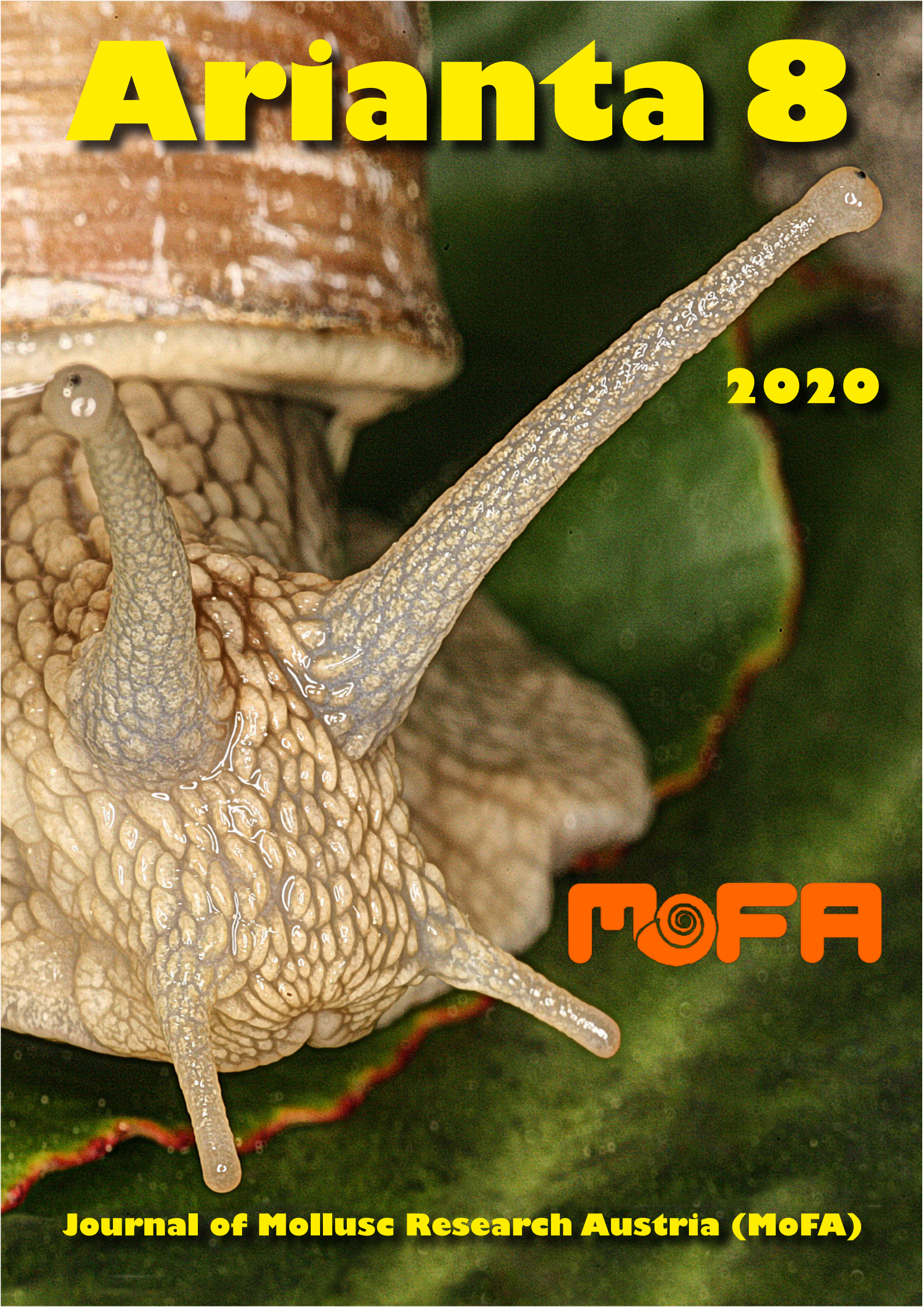
Arianta 8

2020



MoFA

Journal of Mollusc Research Austria (MoFA)

Content

Original Papers

Mrkvicka A.C.: Zur Situation von *Unio crassus cytherea* im Wienerwald und dessen Umgebung 1

Schrattenecker-Travnitzky R. & Zechmeister T.: Zum Vorkommen der Schmalen Windelschnecke *Vertigo angustior* Jeffreys, 1830 im Neusiedler-See-Gebiet 6

Gaub L., Sattmann H., Hörweg C. & Walochnik J.: Molecular validation of species determination of larval trematodes from freshwater snail hosts in Austria, with special emphasis on the genus *Trichobilharzia* Skrjabin & Zakharow, 1920 13

Reischütz A., Moog O., Reischütz P.L. & Duda M.: Die Schnecken- und Muschelfauna Tattendorfs – Quellschnecken und Trockenrasen-Spezialisten auf engstem Raum ... 20

Mason K., Sattmann H., Eschner A., Duda M., Harl J., Kruckenhauser L., Leeb C. & Haring E.: Variation in mitochondrial sequences and shell morphology of *Clausilia dubia* Draparnaud, 1805 (Gastropoda: Clausiliidae) in eastern Austria 38

Book review

Duda M.: Peter Glöer: The Freshwater Gastropods of the West-Palaearctis Volume 1. Fresh- and Brackish Waters Except Spring and Subterranean Snails – Identification Key, Anatomy, Ecology, Distribution 58

Editorial

To publish means to communicate. Generally, personal communication was more or less impeded in this year of pandemic. In view of the limitations, of the cancellations, the distancing and the lockdowns, it was obvious to work through existing data. With this issue of *Arianta* we can offer a rich program of interesting articles. Since the articles contain beyond the purely scientific documentation also applied aspects – from nature conservation to medicine – and are also attractively illustrated, we hope that our journal will also find interested readers beyond the malacological specialist audience and will increase the outreach of *MoFA*. Scientific curiosity, research and documentation provide pieces of the puzzle for a better understanding of the world in which we all live. With our special focus on molluscs, we illuminate a segment of this world that is largely unnoticed by the general public.

The activities of *MoFA* were rather modest this year. An excursion to the Wiental in September with an inventory of the local mollusc fauna will be reported in the next issue. Another excursion to the wetlands of the river March had to be cancelled due to bad weather. We hope that in 2021 more meetings and excursions, in particular the second *MoFA* conference will be possible, to stimulate personal exchange and cooperation within the *MoFA* society and beyond. We look forward to meet you here and there!

We thank all authors, reviewers, editors and proofreaders for their commitment to *Arianta* 8 and we wish it might provide scientific stimulation and inspiration for readers. We also look forward to the submission of exciting manuscripts for the upcoming issue.

We wish our readers an active, successful and happy 2021!

Elisabeth Haring President of *MoFA*
Helmut Sattmann Editor of *Arianta*
Robert A. Patzner Editor of *Arianta*

Imprint

Title: Arianta
ISSN 2072-7410; ISBN 978-3-903096-43-1
© December 2020 Verlag des Naturhistorischen Museums Wien
Address: Burgring 7, 1010 Vienna, Austria
Editors: Helmut Sattmann, Elisabeth Haring & Robert A. Patzner, E-Mail: team@molluskenforschung.at
Layout: Robert A. Patzner, Salzburg

The authors are responsible for content of articles signed by name.
Please note that all photos and texts used are protected by copyright laws. You are not allowed to use any of the photos before having contacted the editors (and in some cases also the photographers). In some cases, the rights to use photos are to be bought from the authors. Usage without permission is a violation of copyrights.

Cover photo: *Helix pomatia* by Robert A. Patzner. Back-cover photo: *Anodonta anatina,* Grundlsee, by Alexander C. Mrkvicka

Arianta	Volume 8	1 – 5	Vienna, December 2020

Zur Situation von *Unio crassus cytherea* im Wienerwald und dessen Umgebung

Alexander C. Mrkvicka

Begrischgasse 12, 2380 Perchtoldsdorf, Österreich

Correspondence: alex@mrkvicka.at

Abstract: *Unio crassus cytherea* is classified as critically endangered in Austria. From 2009 to 2019, current and historical occurrences as well as brooks and rivers with suitable conditions but no records of the species in the Wienerwald area and its surroundings in Vienna and Lower Austria were searched for *Unio crassus*. Only two populations with living individuals and evident reproduction could be detected in the investigated area. Active conservation of these populations should therefore have highest priority.

Keywords: *Unio crassus cytherea*, Wienerwald, Austria, rapid decline, critically endangered

Zusammenfassung: *Unio crassus cytherea* gilt in Österreich als vom Aussterben bedroht. Von 2009 bis 2019 wurden aktuelle und historische Vorkommen im Wienerwald und der näheren Umgebung in Wien und Niederösterreich aufgesucht, sowie in geeigneten Gewässern ohne vorliegende Fundmeldungen gezielt nach *Unio crassus* gesucht. Es konnten im untersuchten Gebiet nur mehr 2 Populationen mit lebenden Individuen und augenscheinlicher Reproduktion nachgewiesen werden. Die aktive Sicherung dieser Populationen sollte daher höchste Priorität haben.

Schlüsselwörter: *Unio crassus cytherea*, Wienerwald, Österreich, starker Bestandsrückgang, vom Aussterben bedroht

Einleitung

Die Bachmuschel (*Unio crassus*), auch Gemeine Flussmuschel genannt, ist eine FFH-Art in Anhang II und IV. Das heißt, es sind sowohl geeignete Schutzgebiete auszuweisen als auch die Bestände im gesamten Gebiet in einem günstigen Erhaltungsgrad zu erhalten. Aufgrund sehr starker Bestandesrückgänge wird die Art insgesamt (Wells & Chatfield 1992) und im Besonderen die Unterart *cytherea* als „critically endangered" mit akutem Handlungsbedarf angeführt (Reischütz & Reischütz 2007).

Unio crassus kommt in Niederösterreich mit 2 Unterarten vor: die subspecies *cytherea* besiedelt kleinere Fließgewässer bis hin zu Bächen, die subspecies *albensis* kommt im Wesentlichen in Donau und March vor. Nach älteren Belegen dürfte die *U. c. cytherea* noch bis in die 1930er Jahre in einigen Flüssen und Bächen des Wiener Beckens und Gewässern des Wienerwaldes ziemlich verbreitet gewesen sein. Ab den 1950er Jahren werden Belege und Fundmeldungen spärlich, heute sind nur noch wenige Restbestände verblieben, davon nur einzelne mit Verjüngung (Reischütz & Reischütz 2007, Ofenböck et al. 2008).

Reischütz & Reischütz (2007) beschreiben die Situation wie folgt: „*Die Situation ist Besorgnis erregend, weil es nur noch wenige Populationen gibt, bei denen eine ausreichend hohe Individuendichte eine erfolgreiche Reproduktion der getrenntgeschlechtlichen Tiere möglich macht (Warme Fischa unterhalb von Bad Fischau, Hirschgartenbach bei Mauerbach im Wienerwald, Mittellauf der Kleinen Tulln bei Sieghartskirchen, Unterlauf des Elsbaches, Unterlauf der Perschling.*"

Zur gleichen Einschätzung kommt Ofenböck (2009): *„... existieren in Mitteleuropa nur noch etwa 2 bis 3 % der ehemaligen Vorkommen. In Niederösterreich gibt es insgesamt noch etwa 20 Populationen der* [...] *Muschelarten, von denen nur vier oder fünf einen einigermaßen natürlichen Altersaufbau aufweisen*."

Von 2009 bis 2019 wurden daher historische und in der Literatur (Reischütz & Reischütz 2007, Ofenböck et al. 2008) als aktuell angegebene Fundorte sowie einzelne von der Struktur als Habitat geeignet erscheinende Gewässer mehrfach aufgesucht und gezielt nach lebenden Muscheln und Leerschalen Ausschau gehalten, um den aktuellen Stand in der Region zu erfassen und zu dokumentieren.

Material und Methoden

Zur Orientierung wurden Angaben aus der Literatur und Belege in der Sammlung des Naturhistorischen Museums Wien gesichtet. Jene Fundorte, von denen Nachweise ab den 1960er Jahren aufwärts vorlagen, sowie die von Reischütz & Reischütz (2007) genannten, wurden zwischen 2009 und 2019 gezielt mehrmals in den Sommer- bis Herbstmonaten bei Niedrigwasser besucht und begangen. Bei seichten Gewässern wurde entweder vom Ufer aus oder bachaufwärts watend direkt nach den Tieren (Siphone, Schalen), nach deren Spuren oder Leerschalen Ausschau gehalten, an tieferen Gewässerstellen mit Schauglas. Lebende Individuen wurden zur Bestimmung kurz entnommen und danach an derselben Stelle ins Substrat zurückgesetzt. Es wurden sowohl Funde von leben-

den Individuen als auch von Leerschalen dokumentiert und bei letzteren aufgrund des Zustandes versucht, den Zeitraum seit dem Absterben des Tieres anhand eventuell noch anhaftender Reste des Weichkörpers, der Färbung und von Ablagerungen und der Korrosion der Schalen abzuschätzen. Fundorte an denen bei intensiver Begehung unter günstigen Bedingungen (klares Wasser, geeigneter Wasserstand, gute Sichtbarkeit) weder Leerschalen noch lebende Individuen gefunden wurden, bzw. die vom Lebensraum ungeeignet erschienen (z.B. Verbauung, Ausleitung bzw. zu geringer Wasserstand, starke Eutrophierung) wurden nicht nochmals besucht.

Ergebnisse

An historischen Fundorten im Wienerwald und dessen Randbereichen lagen Meldungen bzw. Belege von den in der Tabelle 1 angeführten Orten vor.

Im Wienerwald selbst konnte bei den aktuellen Begehungen nur mehr ein Lebendvorkommen am westlichsten Rand des Wienerwaldes, nämlich das in Reischütz & Reischütz (2007) genannte im Elsbach bei Sieghartskirchen bestätigt werden. Hier und im Bereich der Mündung des Elsbaches in die Kleine Tulln und in dieser bachabwärts waren bei den ersten Begehungen im Jahr 2009 noch zahlreiche Leerschalen, darunter auch ganz frische zu finden. Auffallend war bereits zu diesem Zeitpunkt das weitgehende Fehlen von Leerschalen jüngerer Individuen. Erst im Oktober 2011 gelang es – nach mehreren Begehungen – ein lebendes Exemplar zu finden und zu fotografieren (Abb. 1).

Durch die Errichtung eines Sportplatzes mit Entwässerungen in den Elsbach im Jahr 2009 und durch mehrfache Erdarbeiten im Bachbett bachaufwärts kam es zur Mobilisierung von Substrat und massiven Schlammablagerungen. Trotz Einschreitens der Naturschutzbehörde und teilweisen Änderungen bei der zuvor in den Elsbach mündenden Entwässerung des Sportplatzes waren bei der letzten Begehung im Juni 2017 nur mehr sehr vereinzelt ältere Leer-

Abb. 1: Das letzte lebend beobachtete Individuum von *Unio crassus cytherea* im Elsbach. Foto: 4. Oktober 2011.

schalen und ein frisch totes, etwa 8jähriges Individuum auf einer trocken gefallenen Schlammfläche zu finden. Zu diesem Zeitpunkt führte der Elsbach aufgrund der Hitze wenig Wasser, das stark erwärmt war. Bei dieser Begehung konnten hier auch lebende Edelkrebse (*Astacus astacus*) beobachtet werden, die im übrigen Wienerwald fast völlig vom Signalkrebs (*Pacifastacus leniusculus*) verdrängt wurden.

An allen anderen bekannten Fundorten an nach Westen entwässernden Bächen im Wienerwald konnten weder Leerschalen noch lebende Individuen nachgewiesen werden, obwohl einzelne Gewässer – wie z.B. der Hirschgartenbach bei Mauerbach – noch immer den Anschein eines geeigneten Lebensraumes haben. Nach pers. Mitteilung von A. Reischütz bestand die dortige Population in jenem Bereich des Baches, wo Anfang der 2000er Jahre Fischteiche errichtet wurden (Abb. 2).

Auch der Häuselbach in Maria Anzbach (der über den Anzbach in die Große Tulln entwässert) scheint vom sandigen Substrat und den Strukturen als Habitat geeignet, hier wurden allerdings bei intensiven Begehungen im Jahr 2013 keine Hinweise auf *Unio crassus* gefunden.

Tabelle 1: Belege/Meldungen von *Unio crassus cytherea* aus dem Wienerwald und seinen Randbereichen. NHMW = Naturhist. Museum Wien.

Land	Ort	Gewässer, Anmerkung	obs./leg.	Jahr	Lit./Verbleib Beleg
W	Hütteldorf	Hollersbachtal (Halterbachtal?)			Frank 1986
W	Kalksburg bei Liesing		Wiesbauer	1880	NHMW
W	Mariabrunn	Mauerbach, Fußgänger-Bahnübergang			Frank 1990
W	Mariabrunn	Wienfluss	Klemm	1957	Reischütz & Sackl 1991
NÖ	Mauerbach	bei Mauerbach			Starmühlner 1953
NÖ	Mauerbach	Groissengraben, Quellgebiet des Mauerbaches			Starmühlner 1953
NÖ	Mauerbach	Hirschgarten			Reischütz & Reischütz 2007
NÖ	Mauerbach	zwischen Mauerbach und Grossaugraben			Starmühlner 1953
NÖ	Purkersdorf			1951	Frank 1990
W	Rodaun	Mühlbäche bei Rodaun	Zelebor	1851	NHMW
NÖ	Sieghartskirchen	Elsbach und Kleine Tulln			Reischütz & Reischütz 2007
NÖ	Tulln	Grosser Tullnerbach b. Tulln	Tschapeck	1891	NHMW
NÖ	Tulln	Tullnerbach bei Tulln			NHMW
NÖ	Tullnerbach	Staubecken der Wien	Kuscer, Sturany		Reischütz & Sackl 1991

Von den nach Osten entwässernden Bächen im Wienerwald liegen alte Belege bzw. Meldungen nur aus der Liesing und dem Wienfluss aus den 1850er bis 1950er Jahren vor. Im Wienfluss und seinen Zubringern konnten keine Nachweise mehr erbracht werden. Hier waren nur im Bereich von Purkersdorf knapp unter dem Wienerwaldsee vereinzelte Leerschalen von *Unio pictorum* vorhanden. Der Wienerwaldsee (Fundort „Tullnerbach, Staubecken der Wien“ in Tab. 1) konnte 2015 mit Genehmigung der MA 45 intensiv untersucht werden. Hier kommen aktuell *Anodonta anatina* und *Unio pictorum* in geringer Dichte sowie massenhaft *Dreissena polymorpha* vor. *Unio crassus* wurde nicht gefunden.

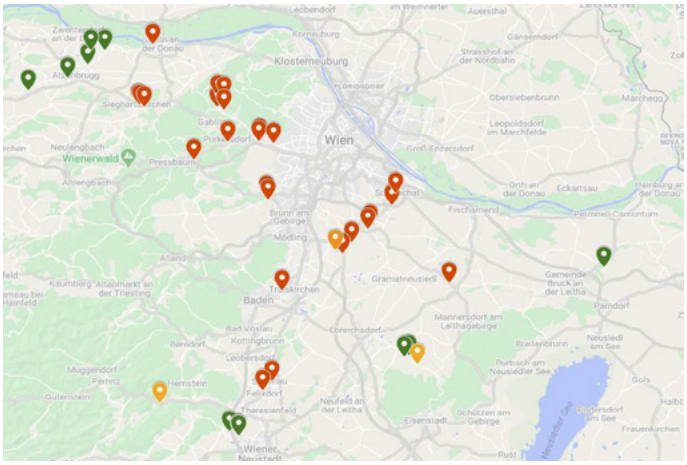


Abb. 2: Übersicht der historischen (rot) und aktuellen (grün) Fundmeldungen von *Unio crassus cytherea* im behandelten Gebiet. Gelb sind jene Fundmeldungen nach 1970, wo zwar aktuell kein Nachweis erbracht werden konnte, aufgrund der Gewässerstruktur aber ein Vorkommen eventuell noch möglich wäre. Karte: Google Maps.

Im Liesingbach ist die Gewässerstruktur und Fauna bis heute durch die harte Verbauung der 1950er Jahre geprägt. Weder in Kalksburg noch in Rodaun sind geeignete Habitate vorhanden, die Mühlbäche bei Rodaun existieren auch nicht mehr.

An historischen Fundorten in der weiteren Umgebung des Wienerwaldes bzw. im Wiener Becken liegen Meldungen/Belege von den in der Tabelle 2 angeführten Orten vor.

Populationen mit zahlreichen Individuen und Vorkommen von Jungtieren existieren nur mehr in der Perschling und der Warmen Fischa. In der Perschling ist der Bestand über mehrere Kilometer verteilt, in der warmen Fischa konzentriert und individuenreich zwischen dem Ortsende von Bad Fischau und dem Beginn der verbauten Fließstrecke bei Wiener Neustadt. Im Ort Bad Fischau zwischen dem Schlosspark und dem Durchlass unter der Bahntrasse konnten zwar zahlreiche Leerschalen aber keine lebenden Individuen gefunden werden.

Tabelle 2: Belege/Meldungen von *Unio crassus cytherea* aus der Umgebung des Wienerwaldes. Grün markiert sind Bestände mit rezenten Funden lebender Individuen.

Land	Ort	Gewässer, Anmerkung	obs./leg.	Jahr	Lit./Verbleib Beleg
NÖ	Achau	Schwechat		ca. 1895	Frank 1986
NÖ	Atzenbrugg-Pischelsdorf	Perschling		2001	Fischer et al. 2002
NÖ	Atzenbrugg	Perschling	Duda & Mrkvicka	2016	NHMW - ABOL
NÖ	Bad Fischau	Warme Fischa			Reischütz & Reischütz 2007
NÖ	Wienerwald (sic)	Warme Fischau (sic), unterhalb Bad Fischau*	Nesemann	1987	NHMW
NÖ	Felixdorf	Piesting(?)		1893	Frank 1986
NÖ	Götzendorf	Reisenbach		1894	Frank 1986
NÖ	Himberg	Kalter Gang	Nesemann	1987	NHMW
NÖ	Langmannersdorf	Perschling	Nesemann	1987	NHMW
NÖ	Laxenburg	Schloßpark	Reischütz	1971	Reischütz & Sackl 1991
NÖ	Laxenburg	Schwechat	Mikula	1925	LMOÖ/ Sammlung Seidl
B	Leithaprodersdorf	Im Neufeld NW Loretto (zum Erlbach) zahlreich lebend	Nesemann	1988	NHMW
B	Leithaprodersdorf	Marienbach; bedeutendster Lebendstandort Burgenlands	Nesemann	1988	NHMW
B	Leithaprodersdorf	Marienbach	Mrkvicka	2018	
NÖ	Maria Lanzendorf	Schwechat	Mikula	1925	LMOÖ/ Sammlung Seidl
NÖ	Maria Lanzendorf	Schwechatfluß b. Maria Lanzendorf	Mikula	1925	NHMW
NÖ	Maria Lanzendorf	Wiener Neustädter Kanal	Mikula	1925	NHMW
B	Nickelsdorf	Leithakanal oberhalb Nickelsdorf		2017	Fischer & Reischütz 2018
NÖ	Pachfurth	Leitha			Frank 1985
NÖ	Pfaffstätten	Wiener Neustädter Kanal		1891/1892	NHMW
NÖ	Rannersdorf	Schwechat, Mühlbach bei Rannersdorf			Starmühlner 1969
NÖ	Schwechat	Schwechat bei Schwechat			Starmühlner 1953
NÖ	Sollenau	Im Nebenbächlein des Kalten Ganges vor Solenau		1893	NHMW
NÖ	Waldegg	Piesting, Waldegg E Piesting		1972	NHMW
B	Zurndorf	Leitha bei der Brücke nach Jahrndorf	Reischütz	2005	
B	Zurndorf	Leitha im Ortsgebiet		2017	Fischer & Reischütz 2018
NÖ	?	Kalter Gang, Piesting	Fitzinger	1833	

*Bestand durch Abwässer vernichtet

Abb. 3: Eine etwa 5-jährige (links) und eine etwa 3-jährige (rechts) *Unio crassus cytherea* aus der Warmen Fischa bei Bad Fischau.

Abb. 4: *Unio crassus cytherea* in der Warmen Fischa bei Bad Fischau. Vier Adulte mit sichtbaren Siphonen, eine Juvenile (grüner Pfeil) sowie ein Individuum in geschlossenem Zustand (gelber Pfeil).

Im August 2012 konnten wir im Frauenbach, einem Zubringer der Warmen Fischa, nahe dessen Mündung zahlreiche Leerschalen von juvenilen *Unio crassus* auf ausgebaggertem Schlamm finden. Eine Nachsuche in dem betreffenden Gewässerabschnitt erbrachte zahlreiche Lebendfunde, vorwiegend von juvenilen Individuen in hoher Siedlungsdichte. Die umgehend verständigte NÖ Naturschutzbehörde informierte Gemeinde und Abt. Wasserrecht zur Berücksichtigung des Bestandes vor allfälligen zukünftigen Arbeiten am Gewässer (Abb. 2–4).

Diskussion

Aufgrund der aktuellen Ergebnisse ist die Situation von *Unio crassus cytherea* im untersuchten Gebiet sehr ungünstig. Bereits Ofenböck (2005) weist auf den starken Rückgang hin: *„Insbesondere Unio crassus cytherea, deren Vorkommen auf das obere Donaueinzugsgebiet beschränkt ist, ist in ihrem Bestand auch insgesamt stark gefährdet: Nur noch wenige Bestände im gesamten Verbreitungsgebiet zeigen noch annähernd natürlichen Populationsaufbau und natürliche Populationsdichte“.*

Eine umfassende Analyse der Gefährdungsursachen für *Unio crassus* gibt z.B. der „Aktionsplan Bachmuschel“ der Fachstelle Naturschutz Kanton Zürich (Vicentini 2004). Demnach sind für den Rückgang u. a. Wasserverschmutzung, Eutrophierung, Verbauung, Begradigung, Ausbaggerung und Nutzungsänderungen im Umland verantwortlich. Insgesamt wurde im Kanton Zürich eine negative Korrelation zwischen fortpflanzungsfähigen Populationen von *Unio crassus* und intensiver land- und forstwirtschaftlicher Nutzung im Einzugsgebiet des Gewässers festgestellt. Als wichtige Faktoren werden Nitrat- und Biozideinträge in Gewässer und Feinsedimenteintrag genannt. Insbesondere Herbizide sind in hohem Maß für Mollusken giftig. Auch starker Feinsedimenteintrag (etwa im Rahmen von Baumaßnahmen oder aus angrenzenden Äckern) über längere Zeit kann zur Auslöschung von Muschelpopulationen führen, da das Substrat für die Entwicklung von Jungtieren dann zu wenig sauerstoffreiches Wasser enthält.

Daher ist es nicht weiter verwunderlich, dass die wenigen verbliebenen reproduzierenden Populationen von *Unio crassus cytherea* in Niederösterreich in Gewässern liegen, die entweder unmittelbar aus dem Grundwasser gespeist sind (Warme Fischa) oder deren Einzugsgebiet nicht intensiv ackerbaulich genutzt wird.

Bei der Perschling kommt als günstiger Faktor hinzu, dass Hochwässer mit Sedimentfracht weitgehend über den parallel verlaufenden Perschling-Kanal am *Unio-crassus*-Bestand vorbei abgeleitet werden. Dennoch ist dieser Bestand einem hohen Risiko ausgesetzt, z.B. durch Unfälle mit Gewässerverschmutzung oder illegale Einleitungen, beeinträchtigt oder ausgelöscht zu werden.

Besser ist die Prognose für den Bestand in der Warmen Fischa, die großteils aus Grundwasser (Thermalquelle) gespeist wird. Auch hier besteht allerdings durch das oberhalb gelegene Ortsgebiet und die ackerbauliche Nutzung an einigen Zubringern sowie die Nutzung des Bachbereiches mit dem individuenstärksten *Unio-crassus*-Bestand als Rindertränke ein latentes Risiko. Bereits Nesemann schreibt auf dem Etikett von 1987 „Bestand durch Abwässer vernichtet“. Damit dürfte der Bereich vom Schlosspark bis bachabwärts vom Ortsende gemeint sein, wo auch 2012 noch zahlreiche ältere Leerschalen aber keine lebenden Individuen mehr vorhanden waren. P. L. Reischütz nennt das Auswaschen und Reinigen von Baumaschinen im Bereich des „Schwemmplatzes“ beim Thermalbad als gravierende Beeinträchtigung (pers. Mitt.). Hier wäre intensive Aufklärung aller Beteiligten (Gemeinde, Landwirte, Bevölkerung) notwendig, um Beeinträchtigungen möglichst auszuschließen.

Falls im Elsbach und der Kleinen Tulln doch noch lebende Individuen vorhanden sind, wäre der weitere Fortbestand der Bestände nur durch intensive Schutzmaßnahmen zu erreichen, da die Bestandesdichten sehr gering sind und auch zuvor schon kaum Jungmuscheln vorhanden waren. Weiters führte der Elsbach in den letzten, außergewöhnlich heißen Sommern wenig Wasser, wodurch die Bereiche mit geeignetem Substrat großteils trockenfielen und die Wassertemperatur hoch war.

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt MMag. Irene Drozdowski und Georg Mrkvicka für die gemeinsamen Suchexpeditionen, Mag. Anita Eschner für die zuvorkommende Unterstützung bei der Bearbeitung der Belege im Naturhistorischen Museum Wien (NHMW), Herrn Karl Konrath von der MA 45 (Gemeinde Wien) für die Möglichkeit den Wienerwaldsee intensiv zu erforschen und Herrn Alexander Reischütz für Mitteilungen zu Fundorten.

Literatur

Fischer W., Reischütz A. & Reischütz P.L. (2002): Die Perschling ein Juwel in einer eintönigen Kulturlandschaft (Niederösterreich). (Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna Niederösterreichs 19). Club Conchylia Informationen 33(4-6): 9–14.

Fischer W. & Reischütz A. (2018): Beiträge zur Kenntnis der österreichischen Molluskenfauna LVIII. *Theodoxus danubialis* (C. Pfeiffer 1828) und *Unio crassus cytherea* (Küster 1833) lebend in der Leitha und dem Leithakanal (Burgenland). Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 25: 1–3.

Frank C. (1985): Aquatische und terrestrische Mollusken der niederösterreichischen Donau-Auengebiete und der angrenzenden Biotope. Teil 8. Das Leithagebiet von Erlach bis zur österreichischen Staatsgrenze. Informations de la Societe Belge de Malacologie 13: 69–184.

Frank C. (1986): Zur Verbreitung der rezenten schalentragenden Land- und Wassermollusken Österreichs. Linzer biologische Beiträge 18(2): 445–526.

Frank C. (1990): Ein Beitrag zur Kenntnis der Molluskenfauna Österreichs. Jahrbuch für Landeskunde von Niederösterreich 54(55): 85–144.

Ofenböck T. (2005): Muscheln. In: Ellmauer T. (Hrsg.): Entwicklung von Kriterien, Indikatoren und Schwellenwerten zur Beurteilung des Erhaltungszustandes der Natura-2000-Schutzgüter. Band 2: Arten des Anhangs II der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. Im Auftrag der neun österreichischen Bundesländer, des Bundesministerium f. Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft und der Umweltbundesamt GmbH: 729–742. Umweltbundesamt Wien.

Ofenböck T. (2009): Perlen unserer Gewässer. NaturschutzBunt 2/2009: 8.

Ofenböck T., Hannesschläger M. & Riegler C. (2008): Ein Beitrag zur rezenten Verbreitung der Gemeinen Bachmuschel *Unio crassus* Philipsson 1788 in Niederösterreich. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 15: 65–83.

Reischütz P.L. & Reischütz A. (2007): Rote Liste der Weichtiere (Mollusca) Österreichs. In: Zulka K.P. (Red.): Rote Liste gefährdeter Tiere Österreichs, Teil 2. Grüne Reihe des Lebensministeriums 14(2): 363–433. Böhlau Verlag, Wien, Köln, Weimar.

Reischütz P.L. & Sackl P. (1991): Zur historischen und aktuellen Verbreitung der gemeinen Flussmuschel, *Unio crassus* Philipsson 1788 (Mollusca: Bivalvia: Unionidae) in Österreich. Linzer Biologische Beiträge 23(1): 213–232.

Starmühlner F. (1953): Die Molluskenfauna unserer Wienerwaldbäche. Wetter und Leben 2: 184–205.

Starmühlner F. (1969): Die Schwechat. Ein Beitrag zur Kenntnis der Fließgewässer der Wiener Umgebung. Verlag Notring, Wien, 404 pp.

Vicentini H. (2004): Aktionsplan Bachmuschel AP ZH 0-14. Baudirektion Kanton Zürich, Fachstelle Naturschutz. 17 pp.

Wells S.M. & Chatfield J.E. (1992): Threatened non-marine molluscs of Europe. Nature and Environment, Nr. 64. Council of Europe Press, Strassbourg, 163 pp.

Arianta	Volume 8	6 – 12	Vienna, December 2020

Zum Vorkommen der Schmalen Windelschnecke *Vertigo angustior* Jeffreys, 1830 im Neusiedler-See-Gebiet

Rita Schrattenecker-Travnitzky[1,2] & Thomas Zechmeister[3]

[1] *Meisenstraße 4/1, 5023 Salzburg, Österreich*
[2] *Malakologische Arbeitsgemeinschaft am Haus der Natur, Museumsplatz 5, 5020 Salzburg, Österreich*
[3] *Biologische Station Neusiedler See, Seevorgelände 1, 7142 Illmitz, Österreich*

Correspondence: rita_travnitzky@yahoo.de

Abstract: The Narrow-mouthed whorl-snail *Vertigo angustior* is listed in Annex II of the EU Habitats and Species Directive. Such FFH listed species are protected, and Natura 2000 sites are required to maintain populations in a good shape. During the baseline mapping of *V. angustior* around Lake Neusiedl vegetation and debris samples were taken in wet but not regularly flooded habitats like fens and swamps on the western, northern, and eastern shore of Lake Neusiedl and in the Hanság. The species was found at eight sites, at one site together with *Vertigo moulinsiana* which is also listed in Annex II. A total of 31 mollusc taxa were identified, including 30 species and one *Stagnicola* sp. which could not be determined to species level. Among these, 19 are listed as "Least Concern" in the Austrian Red List of Endangered Species, three are "Near Threatened" (*Pupilla muscorum, Truncatellina cylindrica* and *Vertigo antivertigo*), three are categorised as "Vulnerable" (*Anisus spirorbis, Physa fontinalis* and *Segmentina nitida*), three are "Endangered" (*Aplexa hypnorum, Vallonia enniensis* and *Vertigo moulinsiana*) and one is "Critically Endangered" (*Valvata macrostoma*). *Euconulus praticola* belongs to the category "Data Deficient".

Keywords: Austria, Gastropoda, *Vertigo*, Lake Neusiedl, threatened species

Zusammenfassung: Die Schmale Windelschnecke *Vertigo angustior* ist im Anhang II der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie angeführt. Für sogenannte FFH-Arten soll das langfristige Überleben in unter Schutz gestellten Gebieten gewährleistet sein. Um eine Verschlechterung des Erhaltungszustandes zu verhindern, gibt es eine Monitoring- und Berichtspflicht für die EU-Mitgliedsstaaten. Im Zuge der Basiserhebung von *V. angustior* rund um den Neusiedler See wurden in ausgewählten Lebensräumen Vorkommen dieser sehr kleinen Schneckenart gesucht. Sie wurde an acht Stellen im Bereich des West- und Nordufers nachgewiesen, im Seewinkel und im Hanság wurde sie bislang nicht gefunden. Zufällig wurde auch eine Population der Bauchigen Windelschnecke *Vertigo moulinsiana*, einer weiteren FFH-Art, entdeckt. Dies ist bislang der einzige Fundort für das Burgenland, an dem diese Art gesichert noch lebend vorkommt. Insgesamt konnten 31 Taxa nachgewiesen werden, wobei 30 auf Artniveau bestimmt wurden. Davon gelten 19 in Österreich als nicht gefährdet (LC), drei Arten droht Gefährdung (NT: *Pupilla muscorum, Truncatellina cylindrica* und *Vertigo antivertigo*), drei weitere sind gefährdet (VU: *Anisus spirorbis, Physa fontinalis* und *Segmentina nitida*), drei sind stark gefährdet (EN: *Aplexa hypnorum, Vallonia enniensis* und *Vertigo moulinsiana*) und eine ist vom Aussterben bedroht (CR: *Valvata macrostoma*). *Euconulus praticola* konnte aufgrund der mangelnden Datenlage nicht eingestuft werden (DD).

Schlüsselwörter: Österreich, Gastropoda, *Vertigo*, Neusiedler See, gefährdete Arten

Einleitung

Seit Inkrafttreten der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie im Jahr 1992 besteht für die im Anhang II angeführten Arten eine Monitoring- und Berichtspflicht (Der Rat der Europäischen Gemeinschaften 1992). Ziel ist es, das langfristige Überleben dieser Arten in ausgewiesenen Schutzgebieten, den Natura 2000 Gebieten, zu sichern. Unter den gelisteten Weichtieren befinden sich vier Arten der Gattung *Vertigo: V. moulinsiana, V. genesii, V. geyeri* und *V. angustior.*

Im Untersuchungsgebiet am Neusiedler See sind bislang rezente Vorkommen nur von *Vertigo angustior* bekannt. Sauerzopf (1957) gibt als Lebensraum für *V. angustior* die westlich des Neusiedler Sees gelegenen Feuchtwiesen zwischen Mörbisch und Neusiedl sowie den Hanság an. Klemm (1974) führt als Fundorte im Untersuchungsgebiet Bad Neusiedl, Donnerskirchen, Rust und Podersdorf an. Müller (1988, 1989) fand die Art an zwei Stellen bei Weiden und an einer nahe Donnerskirchen.

Für die Basiserhebung wurde rund um den Neusiedler See in passenden Lebensräumen nach *Vertigo angustior* gesucht, um einen Überblick der aktuellen Verbreitung geben zu können. Die Probenpunkte wurden mittels GPS verortet, um die Funde dieser sehr kleinen Tiere für künftige Untersuchungen möglichst genau wiederzugeben. Abhängig von Individuendichte, Populationsstruktur, Malakozönose, Habitatqualität und möglichen Beeinträchtigungen wurde eine grobe Einschätzung des Erhaltungszustandes vorgenommen (Bundesamt für Naturschutz 2010, 2017).

Material und Methoden

Im Juli 2018 wurden das West- und Nordufer des Neusiedler Sees beprobt, also das Gebiet von Mörbisch bis Weiden, im August 2019 wurden das Ostufer und der Hanság beprobt. Da für *Vertigo angustior* hinlänglich bekannt ist, in welchen Lebensräumen sie vorkommen kann (Colling 2001), wurden die Probeflächen mithilfe der Kartierungen in Weiss & Zechmeister (2017) ausgewählt. Im Hanság wurden die Flächen direkt vor Ort mithilfe des Gebietsbetreuers ausgesucht. Der Schwerpunkt lag dabei auf Pfeifengraswiesen und Niedermooren. Da sich die Art bevorzugt in der Streuschicht bzw. in Bodennähe aufhält, wurden Streu- und Lockersubstrat-Proben genommen, deren genauer Standort mittels GPS verortet wurde. Das gesammelte Material wurde getrocknet, gesiebt und unter dem Binokular durchgesehen (Colling 2001). Es wurden alle Molluskenarten bestimmt und die Individuenzahlen angegeben, wobei auch juvenile Tiere berücksichtigt wurden. Die Bestimmung erfolgte ausschließlich anhand von Gehäusemerkmalen unter Verwendung folgender Werke: Glöer (2002, 2017), Horsák et al. (2013), Kerney et al. (1983), Welter-Schultes (2012) und Wiese (2014).

Abb. 1: Lebensraum von *Vertigo angustior* (unten, 2 mm hoch), *V. antivertigo* (unten, 2 mm), *V. moulinsiana* (unten, 2,5 mm), *V. pygmaea* und *Vallonia enniensis* am Nordostufer des Neusiedler Sees.

Ergebnisse

Insgesamt konnten in den 18 Proben 31 Mollusken-Taxa nachgewiesen werden. Davon konnten 30 bis auf Artniveau bestimmt werden (elf aquatische und 19 terrestrische), bei *Stagnicola* sp. war eine anatomische Untersuchung zur Artbestimmung leider nicht möglich (Tabelle 1). Laut der aktuellen Roten Liste (Reischütz & Reischütz 2007) sind von den gefundenen Arten 19 nicht gefährdet (LC), drei Arten droht Gefährdung (NT), drei weitere sind gefährdet (VU), drei sind stark gefährdet (EN) und eine ist vom Aussterben bedroht (CR). *Euconulus praticola* konnte aufgrund der mangelnden Datenlage nicht eingestuft werden (DD).

In acht Proben, die 2018 gesammelt wurden, konnte *Vertigo angustior* nachgewiesen werden. Die Individuenzahlen pro Fundort schwankten beträchtlich, von einem bis zu 252 Tieren. Der Erhaltungszustand wurde anhand

Tabelle 1: Nachgewiesene Arten und deren Gefährdungsstatus. Rot markiert sind gefährdete Arten. LC = Least Concern, NT = Near Threatened, VU = Vulnerable, EN = Endangered, CR = Critically Endangered, DD = Data Deficient.

Spezies	Rote Liste
Gastropoda	
Anisus spirorbis (Linnaeus, 1758)	VU
Aplexa hypnorum (Linnaeus, 1758)	EN
Bithynia tentaculata (Linnaeus, 1758)	LC
Carychium minimum O. F. Müller, 1774	LC
Cochlicopa lubrica (O. F. Müller, 1774)	LC
Euconulus praticola (Reinhardt, 1883)	DD
Galba truncatula (O. F. Müller, 1774)	LC
Gyraulus crista (Linnaeus, 1758)	LC
Monachoides incarnatus (O. F. Müller, 1774)	LC
Perpolita hammonis (Ström, 1765)	LC
Physa fontinalis (Linnaeus, 1758)	VU
Planorbis planorbis (Linnaeus, 1758)	LC
Punctum pygmaeum (Draparnaud, 1801)	LC
Pupilla muscorum (Linnaeus, 1758)	NT
Segmentina nitida (O. F. Müller, 1774)	VU
Stagnicola sp.	
Succinea putris (Linnaeus, 1758)	LC
Succinella oblonga (Draparnaud, 1801)	LC
Truncatellina cylindrica (A. Férussac, 1807)	NT
Vallonia costata (O. F. Müller, 1774)	LC
Vallonia enniensis (Gredler, 1856)	EN
Vallonia pulchella (O. F. Müller, 1774)	LC
Valvata cristata O. F. Müller, 1774	LC
Valvata macrostoma Mörch, 1864	CR
Vertigo angustior Jeffreys, 1830	LC
Vertigo antivertigo (Draparnaud, 1801)	NT
Vertigo moulinsiana (Dupuy, 1849)	EN
Vertigo pygmaea (Draparnaud, 1801)	LC
Vitrina pellucida (O. F. Müller, 1774)	LC
Zonitoides nitidus (O. F. Müller, 1774)	LC
Bivalvia	
Pisidium obtusale (Lamarck, 1818)	LC

eines in Deutschland ausgearbeiteten Bewertungsschemas beurteilt (Bundesamt für Naturschutz 2010, 2017). Die Populationsdichten sind großteils als gut (20–100 lebende Individuen/m^2) einzustufen, der hohe Anteil an juvenilen Tieren zeigt, dass die Struktur bei den meisten Populationen hervorragend ist. Da im Zuge der Basiserhebung nur größere Einzelproben genommen wurden, kann die Flächenausdehnung nicht bewertet werden. Die Habitate sind überwiegend als hervorragend bis gut einzustufen, das heißt die Vegetation ist nicht zu hoch und dicht, die Habitate scheinen gleichmäßig feucht zu sein und die Streuschicht ist gut ausgeprägt. Nährstoffeinträge aus angrenzenden Flächen waren bei keiner Fläche zu erkennen, bei einigen ist an den Randbereichen eine beginnende Verbuschung gegeben. Leicht negative Auswirkungen sind durch die frühen Mahd-Zeitpunkte zu befürchten.

Besonders hervorzuheben ist der Nachweis von *Vertigo moulinsiana* im Nordteil der NP Bewahrungszone Zitzmannsdorfer Wiesen (Abb. 1), die hier unter anderem gemeinsam mit *V. angustior, V. antivertigo, V. pygmaea* und *Vallonia enniensis* lebt.

Weiters wurde an sieben Stellen *Vertigo antivertigo* nachgewiesen. *Vallonia enniensis*, die ähnliche Habitatansprüche wie *Vertigo angustior* hat, konnte an zehn Probenpunkten gefunden werden. *Pupilla muscorum* und *Truncatellina cylindrica*, die beide trockenere Standorte besiedeln, konnten daher auch nur seltener nachgewiesen werden. Ebenfalls nur vereinzelt waren die Funde aquatischer Arten (*Anisus spirorbis*, *Aplexa hypnorum*, *Physa fontinalis*, *Segmentina nitida* und *Valvata macrostoma*).

Diskussion

Bis in die 1950er Jahre wurden die ständig über dem Seeniveau liegenden Wiesenflächen im Westen des Sees (von Mörbisch bis Neusiedl) unter anderem von *Vertigo antivertigo*, *V. pygmaea* und *V. angustior* besiedelt (Sauerzopf 1957). Dieser Lebensraum wurde allerdings durch die fortschreitende landwirtschaftliche Nutzung stark verringert, was zu einem beträchtlichen Rückgang der Malakofauna führte (Sauerzopf 1983). Die letzte umfangreiche Untersuchung der Weichtiere des Neusiedler See-Gebietes erfolgte in den Jahren 1985 und 1986 (Müller 1988, 1989). An insgesamt 97 Stellen wurden Proben gesammelt und ausgewertet, wobei verschiedenste Biotope beprobt wurden. *Vertigo antivertigo* konnte dabei noch häufiger nachgewiesen werden (15 Funde), für *V. pygmaea* wurden neun und für *V. angustior* schließlich nur drei Funde angeführt. Im Zuge der vorliegenden Untersuchung konnte *V. angustior* öfter nachgewiesen werden als die anderen Arten. Das dürfte allerdings mit der sehr gezielten Auswahl der Probeflächen zusammenhängen und nicht allgemein die Häufigkeit im gesamten Gebiet wiedergeben.

Die calciphil-hygrophil-stenöke *Vertigo angustior* ist europäisch verbreitet, von Irland über Skandinavien bis in die Türkei und den Iran, über Griechenland, Italien, Frankreich und Spanien bis nach Portugal sowie in ganz Mitteleuropa (Kerney et al. 1983, Pokryszko 1990, von Proschwitz 2003). Die Art gilt in Österreich als nicht gefährdet (LC), Rückgänge im Flachland sind durch Biotopverluste bedingt, in den Mittelgebirgslagen kommt sie noch häufig vor (Reischütz & Reischütz 2007, Travnitzky & Patzner 2009, Schrattenecker-Travnitzky 2011, ARGE Basiserhebung 2012). Abhängig vom Klima besiedelt die Art in Europa eine Vielzahl verschiedenster Biotope. In Zentraleuropa lebt sie in wechselfeuchten bis nassen, nährstoffarmen Wiesenhabitaten und verschiedenen Feuchtgebieten, die auch vorübergehend nicht austrocknen, wie durchgehend feuchte Wiesen, Quellhorizonte, Moore, Röhrichte, Klein- und Großseggen-Riede, selten auch feuchte Laubwälder und Erlenbrüche sowie feuchte bemooste Felsen und Felsnischen (Pokryszko 1990, Colling 2001). Die Vegetation darf nicht zu hoch und dicht sein, da auch in Bodennähe gute Licht- und Wärmeverhältnisse herrschen müssen. Eine Verbuschung der Biotope ist daher unbedingt zu verhindern (Groh & Weitmann 2003). Die Feuchtigkeit in den Lebensräumen muss hoch sein, allerdings ohne Überschwemmungen. In den bekannten Lebensräumen sind daher alle Eingriffe, die den Wasserhaushalt verändern würden, besonders kritisch zu prüfen bzw. zu unterlassen. Weiters ist eine gut ausgeprägte Streuschicht, die Nahrungsbiotop, Aufenthalts- und Fortpflanzungsraum für die Tiere ist, besonders wichtig (Colling 2001). Diese ist allerdings oft, bedingt durch die regelmäßige Pflegemahd und die damit verbundene Entfernung des Mähgutes, so gut wie nicht vorhanden. In diesen Lebensräumen kommt dem Feuchtegrad der bodennahen Schicht und dem Verdichtungsgrad der obersten Bodenschicht, die als Refugium dient, besondere Bedeutung zu (Colling & Schröder 2003). Da sowohl die Mahd, um ein Verbuschen der Flächen zu verhindern, als auch die Entfernung des Mähgutes, um den Nährstoffeintrag zu verringern, für den Biotopschutz jedoch unerlässlich sind, ergibt sich hier ein Konflikt. Mit dem abgemähten Material werden auch viele Individuen entfernt (Kobialka & Schlepphorst 2004). Es sollte daher versucht werden, den Zeitpunkt der Mahd möglichst spät im Jahr anzusetzen oder die Pflegemahd nur jedes zweite Jahr durchzuführen. Groh & Weitmann (2003) empfehlen eine Wintermahd bei Dauerfrost, die die Streuauflage möglichst wenig schädigt.

Überraschend ist der Fund von *Vertigo moulinsiana*, die auf der österreichischen Seite des Sees noch nie lebend nachgewiesen worden ist (Sauerzopf 1957, 1959, Klemm 1974, Müller 1988, 1989, Travnitzky 2009). Das Belegexemplar für Donnerskirchen am Naturhistorischen Museum in Wien stellte sich bei einer Überprüfung durch die Erstautorin als falsch bestimmte *Vertigo pygmaea* he-

raus. Von einer subrezenten Population an der Kleinen Leitha berichten Reischütz & Reischütz (2015). Das Vorkommen in Sauerbrunn fiel Biotopzerstörung zum Opfer (Sauerzopf 1983), jenes an den Güssinger Teichen konnte trotz intensiver Suche nicht bestätigt werden (Travnitzky 2009). Allerdings können so kleine Arten, die noch dazu Zwitter sind und sich selbst befruchten können, auch auf sehr kleinen Flächen überleben (Pokryszko 1990, Colling 2001, Cameron 2016). Es ist daher durchaus möglich, dass es noch weitere *Vertigo-moulinsiana*-Populationen gibt, die bislang nicht entdeckt worden sind. Genauso kann es aber auch sein, dass es sich nur um eine kleine Restpopulation handelt, die jederzeit aussterben kann.

Vertigo moulinsiana ist eine calci- und thermophile Reliktart warmer Interglazial- und Postglazialzeiten, die heute atlantisch-mediterran verbreitetet ist. Sie kommt in ganz Europa vor, von Irland und Südschweden bis nach Transkaukasien und ins Mittelmeergebiet (Pokryszko 1990, Cameron et al. 2003), durch Biotopverlust ist die Art jedoch überall gefährdet (Colling 2001, von Proschwitz 2003, Vavrova et al. 2009). Für das Gebiet der EU wird *V. moulinsiana* als gefährdet (VU) eingestuft (Neubert et al. 2019), in Österreich, Deutschland und Tschechien ist sie stark gefährdet (EN) (Reischütz & Reischütz 2007, Jungbluth & von Knorre 2011, Beran et al. 2017). Sie kommt nur in Kärnten gehäuft vor, wo 32 Standorte bekannt sind (Mildner 2000a). In Oberösterreich konnte sie am Innstausee in der Nähe von Reichersberg (Reischütz 1997) und in einem Seggenbestand bei Unteresternberg (M. Colling, schriftl. Mitt.) nachgewiesen werden, der einzige Fund in Niederösterreich bestand aus einer Schale in einem Genist bei Gumpoldskirchen (Reischütz 1999). Aus Vorarlberg ist ein Fund bei Hohenems im NSG Alter Rhein bekannt (Stummer 1996). Die Art benötigt alte, seit langem existierende Feuchtgebiete (kalkreiche Sümpfe und Moore) an See- und Flussufern des Tieflandes (Pokryszko 1990, Mildner 2000a, Colling 2001, Reischütz & Reischütz 2007). Die Tiere sind sehr aktiv und sitzen bevorzugt in einer Höhe von ca. 50 cm an Stängeln und Blättern von verschiedenen Arten von *Carex*, *Phragmites, Iris* u. a. (Pokryszko 1990). Wichtig sind ein oberflächennaher Wasserstand und winterliche Überflutung sowie eine starke organische, wasserspeichernde Bodenoberfläche. Ausgeprägte Wasserstands-Schwankungen und das davon verursachte wechselnde Mikroklima wirken sich anscheinend negativ auf die Art aus. Weil die Tiere auch im Winter auf den Pflanzen sitzen, können harte Winter die Populationen stark reduzieren. Von besonderer Bedeutung ist auch ein hoher, nicht zu dichter Pflanzenbewuchs. Auf Mahd oder Beweidung reagiert die Art sehr empfindlich (Pokryszko 1990, Colling 2001, Jueg 2004).

Vertigo antivertigo lebt an feuchten Standorten, die nie vollständig austrocknen wie Moore, Sumpfwiesen, Auwälder, Fluss- und Seeufer (Kerney et al. 1983, Pokryszko 1990, Turner et al. 1998). In der Roten Liste werden für die Einstufung als NT (Gefährdung droht) ein Rückgang der Bestände zwischen 61 und 70 % angegeben sowie ein schwach negativer Trend bei der Habitatentwicklung (Reischütz & Reischütz 2007). Mildner (2000b) konnte an 76 Standorten in Kärnten rezente Populationen nachweisen, auch aus anderen Bundesländern sind Lebendvorkommen bekannt (Travnitzky & Patzner 2009, Schrattenecker-Travnitzky 2011, ARGE Basiserhebung 2012).

Auf der ungarischen Seite des Nationalparks gibt bzw. gab es Vorkommen aller vier *Vertigo*-Arten (Fehér & Gubányi 2001, Fehér 2002). Ähnliche Malakozönosen, in denen auch dieselben vier *Vertigo*-Arten gemeinsam vorkommen, sind aus Polen bekannt (Jankowiak & Bernard 2013, Szlauer-Łukaszewska et al. 2015). Nach Sauerzopf (1957) gleicht die Molluskenfauna des Hanság jener der westlich des Sees gelegenen Wiesen. Folgende Arten sind für beide Gebiete charakteristisch: *Carychium minimum*, *Succinella oblonga*, *Oxyloma elegans*, *Cochlicopa lubrica*, *Vertigo antivertigo*, *V. pygmaea*, *V. angustior*, *Truncatellina cylindrica*, *Pupilla muscorum*, *Vallonia costata*, *V. pulchella*, *Chondrula tridens* und *Cecilioides acicula*. Nach den bislang vorliegenden Ergebnissen scheint es aber so zu sein, dass sich *V. angustior* aufgrund des stark schwankenden Grundwasserspiegels im Hanság nicht halten konnte.

Vallonia enniensis, die in Mittel- und Südeuropa vorkommt, ist in Österreich stark gefährdet (EN), der geschätzte Rückgang der Art liegt zwischen 61 und 70 %. Eine negative Entwicklung ist sowohl beim Indikatorwert Arealentwicklung als auch bei der Habitatentwicklung gegeben (Reischütz & Reischütz 2007). *V. enniensis* lebt ausschließlich auf nassen, kalkreichen Standorten wie Sumpfwiesen und Quellhorizonten in tiefen und mittleren Höhenlagen (Kerney et al. 1983, Turner et al. 1998). Da *V. enniensis* sowohl gefährdet als auch für bestimmte Lebensräume kennzeichnend ist, ist nach Reischütz & Reischütz (2007) für die Art in Österreich ein erhöhter Schutzbedarf gegeben. Sauerzopf (1959) gibt das höhergelegene Vorland sowie den Seewinkel und die Parndorfer Platte als Lebensraum an, Müller (1989) fand sie an zwölf Stellen. Im Rahmen von FFH-Erhebungen zu den *Vertigo*-Arten wurde *V. enniensis* von der Autorin bislang nur vereinzelt gefunden (Schrattenecker-Travnitzky 2011, ARGE Basiserhebung 2012). Die Vorkommen rund um den Neusiedler See sind von großer Bedeutung für das Überleben der Art in Österreich.

Pupilla muscorum lebt in mittelfeuchten bis trockenen, offenen und kalkreichen Habitaten wie Trockenrasen und Geröll (Kerney et al. 1983, Turner et al. 1998, Wiese 2014). Bei Müller (1989) war *P. muscorum* die weitest verbreitete Art im Neusiedler See-Gebiet, die in verschiedensten Biotopen nachgewiesen wurde. Sie kann auch Agrarflächen besiedeln, allerdings sind die Bestände dort, vermutlich

wegen der Ausbringung von Molluskiziden und Herbiziden, eingebrochen. Daher droht dieser ursprünglich in Österreich eher häufigen, jedoch lückenhaft verbreiteten Art heute Gefährdung (NT) (Seidl 1971, Klemm 1974, Reischütz & Reischütz 2007).

Truncatellina cylindrica lebt auf Kalktrockenrasen, auf Geröllhalden oder Felsen (Wiese 2014), in Ungarn oft an feuchteren Standorten mit *Vertigo pygmaea* (Kerney 1983). Die Einstufung in der Roten Liste als Gefährdung droht (NT), erfolgte aufgrund der leicht negativen Bestandsentwicklung und der schlechten Habitatentwicklung (Reischütz & Reischütz 2007). Eine der meist-gefundenen Arten ist sie bei Müller (1989), die sie sowohl in Trockenrasen auch als in feuchten Habitaten nachwies.

Valvata macrostoma kommt in Auen großer Ströme, im sumpfigen Uferbereich von Seen oder pflanzenreichen Kleingewässern, auch in temporären Gewässern vor (Glöer 2002). In Österreich bewohnt die Art nährstoffarme stehende Gewässer in Nähe der Donau. Der massive Verlust passender Habitate und die damit verbundenen Bestandsrückgänge um bis zu 95 % führten zur Einstufung als vom Aussterben bedroht (CR), weshalb auch ein akuter Schutzbedarf gegeben ist (Reischütz & Reischütz 2007). In Tschechien und Deutschland ist sie ebenso hochgradig gefährdet (Jungbluth & von Knorre 2011, Beran et al. 2017), besonders die Regulierung großer Fließgewässer und sinkende Grundwasserspiegel vernichten die Lebensräume von *V. macrostoma* (Horsák et al. 2013). Die Art konnte in dieser Studie im Gegensatz zu früheren Untersuchungen (Sauerzopf 1959, Graefe et al. 1972, Müller 1988) erstmals nachgewiesen werden.

Aplexa hypnorum lebt in Wiesengräben, sowie in pflanzenreichen Tümpeln und bevorzugt Gewässer, die gelegentlich austrocknen (Glöer 2002). Auch diese Art wird in ihrem Bestand durch massive Verluste der benötigten Habitate bedroht, sie gilt als stark gefährdet (EN) (Reischütz & Reischütz 2007). Eschner & Waitzbauer (1995) fanden sechs Exemplare in einer alten, der offenen Seefläche nahe gelegenen Schilffläche, während sie in zwei weiteren Untersuchungsflächen, die jährlich bzw. alle paar Jahre gemäht wurden, nicht vorkam. Frühere Erhebungen hatten die Art nicht nachgewiesen (Sauerzopf 1959, Graefe et al. 1972, Müller 1988).

Anisus spirorbis lebt nur in kleinen, stehenden Temporärgewässern im Tiefland (Glöer 2002). Die Beurteilung in der Roten Liste als gefährdet (VU) erfolgte aufgrund der mangelnden Habitatverfügbarkeit und der schlechten Habitatentwicklung. Besonders die Vernichtung und Überdüngung von Kleinbiotopen bedroht die Bestände der Art (Reischütz & Reischütz 2007). Bei Müller (1988) ist *A. spirorbis* die bei weitem am häufigsten gefundene aquatische Art, die in allen beprobten Gewässertypen vorkam.

Physa fontinalis bewohnt klare, pflanzenreiche, stehende und langsam fließende Gewässer (Glöer 2002). Auch bei dieser Art führt der massive Habitatverlust zu Bestandsverlusten zwischen 61 und 70 %, sie gilt als gefährdet (VU) (Reischütz & Reischütz 2007). Sauerzopf (1959) führt die Art nur für den Schilfgürtel an, Graefe et al. (1972) fanden sie weitverbreitet im Seegebiet: bei den Bootsanlegestellen Illmitz, Neusiedl und Breitenbrunn, am seeseitigen Schilfrand zwischen Breitenbrunn und Purbach und in einem Graben bei Podersdorf. Müller (1988) führt vier Vorkommen in Gräben bei Podersdorf, Apetlon und Pamhagen an.

Segmentina nitida besiedelt pflanzenreiche Teiche und Seen sowie flache Wiesentümpel und Gräben (Glöer 2002). Eine geringe Habitatverfügbarkeit und eine stark negative Habitatentwicklung führen zu Bestandsverlusten, sodass die Art als gefährdet (VU) eingestuft wurde (Reischütz & Reischütz 2007). Müller (1988) fand die Art in zwei Gräben bei Podersdorf, in beiden Fällen gemeinsam mit *Physa fontinalis*.

Die an den Schilfgürtel des Neusiedler Sees anschließenden Wiesengebiete mit ihren vielfältigen Mikrohabitaten beherbergen etliche gefährdete Schneckenarten. Im Fall von *Vertigo angustior*, *V. antivertigo* und *Vallonia enniensis* scheint das langfristige Überleben gesichert zu sein. Auch die Bestände der mit Trockenheit gut zurechtkommenden Arten *Pupilla muscorum* und *Truncatellina cylindrica* dürften nicht bedroht sein. *Vertigo moulinsiana* scheint bislang am Standort nicht gefährdet zu sein. Abhängig von der Populationsgröße kann aber eventuell ein „katastrophales" Ereignis die Art ausrotten. Da die aquatischen Arten bei dieser Methode, die auf kleine Landschnecken ausgelegt ist, rein zufällig mitgenommen wurden, fällt eine Einschätzung schwer.

Danksagung

Die Basiserhebung zum Vorkommen von *Vertigo angustior* wurde durch das Programm INTERREG V-A Österreich-Ungarn im Projekt Vogelwarte Madárvárta 2 finanziert. Für die gute Zusammenarbeit möchte ich mich (R. S.-T.) bei allen Mitarbeitern der Biologischen Station Neusiedler See und der Nationalparkverwaltung Neusiedler See – Seewinkel bedanken.

Literatur

ARGE Basiserhebung (2012): Endbericht zum Projekt „Basiserhebung von Lebensraumtypen and Arten von gemeinschaftlicher Bedeutung". Bearbeitung Revital Integrative Naturraumplanung GmbH, Freiland Umweltconsulting ZT GmbH, eb&p Umweltbüro GmbH, Z_GIS Zentrum für Geoinformatik. Im Auftrag der neun Bundesländer Österreichs. Lienz, Wien, Klagenfurt, Salzburg: 175–183.

Beran L., Juřičková L. & Horsák M. (2017): Mollusca. In: Hejda R., Farkač J. & Chobot K. (Eds.): Red List of Threatened Species of the Czech Republic. Invertebrates. Příroda 36: 71–76.

Bundesamt für Naturschutz (Hrsg.; 2010): Bewertung des Erhaltungszustandes der Arten nach Anhang II und IV der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie in Deutschland. Überarbeitete Bewertungsbögen der Bund-Länder-Arbeitskreise als Grundlage für ein bundesweites Monitoring. Weichtiere. Planungsbüro für angewandten Naturschutz GmbH (München) & Institut für Landschaftsökologie, AG Biozönologie (Universität Münster) im Auftrag des Bundesamtes für Naturschutz, Bonn: 37–45.

Bundesamt für Naturschutz (Hrsg.; 2017): Bewertungsschemata für die Bewertung des Erhaltungsgrades von Arten und Lebensraumtypen als Grundlage für ein bundesweites FFH-Monitoring. Teil I: Arten nach Anhang II und IV der FFH-Richtlinie (mit Ausnahme der marinen Säugetiere). BfN-Skripten 480: 89–90.

Cameron R.A.D., Colville B., Falkner G., Holyoak G.A., Hornung E., Killeen I.J., Moorkens E.A., Pokryszko B.M., Proschwitz T. von, Tattersfield P. & Valovirta I. (2003): Species accounts for snails of the genus *Vertigo* listed in Annex II of the Habitats Directive: *V. angustior*, *V. genesii*, *V. geyeri* and *V. moulinsiana* (Gastropoda, Pulmonata: Vertiginidae). Heldia 5: 151–170.

Cameron R.A.D. (2016): Slugs and Snails. William Collins Books, London, 508 pp.

Colling M. (2001): Schmale Windelschnecke (*Vertigo angustior*), Vierzähnige Windel-schnecke (*Vertigo geyeri*) und Bauchige Windelschnecke (*Vertigo moulinsiana*). In: Fartmann T., Gunnemann H., Salm P. & Schröder E.: Berichtspflichten in Natura-2000-Gebieten – Empfehlungen zur Erfassung der Arten des Anhangs II und Charakterisierung der Lebensraumtypen des Anhangs I der FFH-Richtlinie. Angewandte Landschaftsökologie 42: 402–411.

Colling M. & Schröder E. (2003): *Vertigo angustior* (Jeffreys, 1830). Schriftenreihe für Landschaftspflege und Naturschutz 69: 665–676.

Der Rat der Europäischen Gemeinschaften (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 Gemeinschaften, Reihe L 206: 7–50.

Eschner A. & Waitzbauer W. (1995): Ökologische Untersuchungen an Wasserschnecken im Schilfgürtel des Neusiedler Sees. Verhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft Österreich 132: 187–218.

Fehér Z. & Gubányi A. (2001): The Distribution of Hungarian Molluscs. The Catalogue of the Mollusca Collection of the Hungarian History Museum. Magyar Természettudományi Múzeum (MTM), 466 pp.

Fehér Z. (2002): The mollusc fauna of the Fertő-Hanság National Park. In: The fauna of the Fertő-Hanság National Park: 129–147.

Glöer P. (2002): Mollusca I. Süsswassergastropoden Nord- und Mitteleuropas. In: Die Tierwelt Deutschlands 73. Teil 2., neubearbeitete Auflage. ConchBooks, Hackenheim, 327 pp.

Glöer P. (2017): Süsswassermollusken. Ein Bestimmungsschlüssel für die Republik Deutschland. 15. korrigierte Auflage. Deutscher Jugendbund für Naturbeobachtung, Göttingen, 135 pp.

Graefe G., Hohorst B., Hohorst W. & Zilch A. (1972): Zur Molluskenfauna des Neusiedler Sees (Burgenland, Österreich). Mitteilungen der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft 2: 352–354.

Groh K. & Weitmann G. (2003): Artensteckbrief Schmale Windelschnecke *Vertigo angustior*. Im Auftrag des HDLGN. 10 pp.

Horsák M., Juřičková L. & Picka J. (2013): Molluscs of the Czech and Slovak Republics. Nakladatelství Kabourek, Zlín, 264 pp.

Jankowiak A. & Bernard R. (2013): Coexistence or spatial segregation of some *Vertigo* species (Gastropoda: Vertiginidae) in a *Carex* rich fen in Central Poland. Journal of Conchology 41: 399–406.

Jueg U. (2004): Die Verbreitung und Ökologie von *Vertigo moulinsiana* (Dupuy, 1849) in Mecklenburg-Vorpommern (Gastropoda: Stylommatophora: Vertiginidae). Malakologische Abhandlungen 22: 87–124.

Jungbluth J.H. & Knorre D. von (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Binnenmollusken (Schnecken und Mollusken; Gastropoda et Bivalvia) Deutschlands. Naturschutz und Biologische Vielfalt 70: 647–708.

Kerney M.P., Cameron R.A.D. & Jungbluth J.H. (1983): Die Landschnecken Nord- und Mitteleuropas. Verlag Paul Parey, Hamburg-Berlin, 384 pp.

Klemm W. (1974): Die Verbreitung der rezenten Land-Gehäuse-Schnecken in Österreich. Denkschriften der Österreichischen Akademie der Wissenschaften 117 (= Supplement 1 des Catalogus Faunae Austriae), 503 pp.

Kobialka H. & R. Schlepphorst (2004): Beiträge zur Molluskenfauna des Weserberglandes: 9. *Vertigo geyeri* Lindholm 1925 lebend in Niedersachsen (Gastropoda: Vertiginidae). Mitteilungen der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft 71/72: 1–14.

Mildner P. (2000a): Zur Verbreitung der Bauchigen Windelschnecke *Vertigo moulinsiana* (Dupuy, 1849) (Gastropoda, Stylommatophora, Vertiginidae) in Kärnten. Carinthia II 190/110: 172–180.

Mildner P. (2000b): Zur Verbreitung von V*ertigo antivertigo* (Draparnaud, 1801) und *Vertigo geyeri* (Lindholm, 1925) (Gastropoda, Stylommatophora, Vertiginidae) in Kärnten. Carinthia II 190/110: 531–536.

Müller C.Y. (1988): Die Molluskenfauna des Seewinkel (Gebiet östlich des Neusiedlersees, Österreich). Mitteilungen der deutschen malakozoologischen Gesellschaft 42: 11–24.

Müller C.Y. (1989): Die Landschnecken des Neusiedler See-Gebietes, ein Vergleich zwischen Ost-, Nord- und Westufer. BFB-Bericht 71: 23–34. Biologisches Forschungsinstitut für Burgenland, Illmitz.

Neubert E., Seddon M.B., Allen D.J., Arrébola J., Backeljau T., Balashov I., Bank R., Cameron R.A.D., de Frias Martins A.M., De Mattia W., Dedov I., Duda M., Falkner G., Falkner M., Fehér Z., Gargominy O., Georgiev D., Giusti F., Gómez Moliner B.J., Groh K., Ibáñez M., Kappes H., Manganelli G., Martínez-Ortí A., Nardi G., Neiber M. T., Páll-Gergely B., Parmakelis A., Prié V., Reischütz A., Reischütz P.L., Rowson B., Rüetschi J., Slapnik R., Son M., Štamol V., Teixeira D, Triantis K., Vardinoyannis K., von Proschwitz T. & Walther F. (2019): European Red List of Terrestrial Molluscs; snails, slugs and semi-slugs. IUCN: Cambridge, UK and Brussels, Belgium. https://portals.iucn.org/library/node/ 48439.

Pokryszko B.M. (1990): The Vertiginidae of Poland (Gastropoda: Pulmonata: Pupilloidea) – a systematic monograph. Annales Zoologici 43: 133–257.

Proschwitz T. von (2003): A review of the distribution, habitat selection and conservation status of the species of the genus

Vertigo in Scandinavia (Denmark, Norway and Sweden) (Gastropoda, Pulmonata: Vertiginidae). Heldia 5: 27–50.

Reischütz P.L. (1997): Bemerkenswerte Molluskenfunde in Österreich. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 5: 33–35.

Reischütz P.L. (1999): Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna Niederösterreichs XV. Streifzüge durch das südliche Wiener Becken. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 7: 14–18.

Reischütz A. & Reischütz P.L. (2007): Rote Liste der Weichtiere (Mollusca) Österreichs. In: Zulka K.P. (Hrsg.): Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs. Teil 2: Reptilien, Amphibien, Fische, Nachtfalter, Weichtiere. Grüne Reihe des Lebensministeriums Band 14/2: 363–433. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft, Wien.

Reischütz A. & Reischütz P.L. (2015): Was darf im Namen des Naturschutzes noch alles zerstört werden? Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 22: 55–58.

Sauerzopf F. (1957): Das Neusiedler See-Gebiet und seine Malakofauna. Wissenschaftliche Arbeiten aus dem Burgenland 15, 47 pp.

Sauerzopf F. (1959): Beitrag zur Kenntnis der Molluskenfauna des Neusiedler See-Raumes. Wissenschaftliche Arbeiten aus dem Burgenland 23: 140–143.

Sauerzopf F. (1983): Die Erforschung der Molluskenfauna des Burgenlandes. Forum Pannonicum rer. nat. 1: 39–41.

Schrattenecker-Travnitzky R. (2011): Vorkommen und Malakozönosen von in der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie genannten *Vertigo*-Arten (Gastropoda: Pulmonata) im oberösterreichischen Europaschutzgebiet „Wiesengebiete und Seen im Alpenvorland". Beiträge zur Naturkunde Oberösterreichs 21: 369–385.

Seidl F. (1971): Zur Molluskenfauna der Bezirke Braunau am Inn, Ried im Innkreis und Schärding 2. Teil. Mitteilungen der Zoologischen Gesellschaft Braunau 1: 237–250.

Stummer B. (1996): Neue Schneckenfunde aus Vorarlberg (Österreich). Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 4: 55–57.

Szlauer-Łukaszewska A., Wilhelm M. & Sulikowska-Drozd A. (2015): The occurence of protected vertiginids *Vertigo angustior* Jeffreys, 1830 and *V. moulinsiana* (Dupuy, 1849) (Gastropoda: Pulmonata: Vertiginidae) in the estuary of the Odra river. Folia Malacologica 23: 225–234.

Travnitzky R. (2009): Erfassung und Beurteilung der *Vertigo moulinsiana* (Dupuy 1849)-Populationen (Gastropoda: Pulmonata) im Bereich des Neusiedler Sees und der Güssinger Teiche. Unveröff. Gutachten im Auftrag des Amtes der Burgenländischen Landesregierung, 12 pp.

Travnitzky R. & Patzner R.A. (2009): Beitrag zur Molluskenfauna (Gastropoda und Bivalvia) des Bundeslandes Salzburg, Österreich mit besonderer Berücksichtigung der *Vertigo*-Arten. Linzer biologische Beiträge 41(2): 2039–2050.

Turner H., Kuiper J.G.J., Thiew N., Bernasconi R., Rüetschi J., Wüthrich M. & Gosteli M. (1998): Atlas der Mollusken der Schweiz und Liechtensteins. Fauna Helvetica 2: 1–527.

Vavrova L., Horsák M., Steffek J. & Cejka T. (2009): Ecology, distribution and conservation of *Vertigo* species of European importance in Slovakia. Journal of Conchology 40: 1–12.

Weiss S. & Zechmeister T. (Hrsg.; 2017): Naturschutzfachliches Managementkonzept Seevorgelände Neusiedler See. Arbeitsgemeinschaft natürliche Ressourcen (AGN), Eisenstadt, 111 pp.

Welter-Schultes F.W. (2012): European non-marine molluscs, a guide for species identification. Planet Poster Editions, Göttingen, 674 pp.

Wiese V. (2014): Die Landschnecken Deutschlands. Quelle & Meyer Verlag, Wiebelsheim, 352 pp.

Arianta	Volume 8	13 – 19	Vienna, December 2020

Molecular validation of species determination of larval trematodes from freshwater snail hosts in Austria, with special emphasis on the genus *Trichobilharzia* Skrjabin & Zakharow, 1920

Larissa Gaub[1,2], Helmut Sattmann[2], Christoph Hörweg[2] & Julia Walochnik[1]

[1]*Institute of Specific Prophylaxis and Tropical Medicine, Medical University of Vienna; Kinderspitalgasse 15, 1090 Vienna, Austria*
[2]*3rd Zoological Department, Natural History Museum Vienna, Burgring 7, 1010 Vienna, Austria*

Correspondence: julia.walochnik@meduniwien.ac.at

Abstract: Digenean trematodes are parasites of vertebrates using obligatory molluscan intermediate hosts for their development. The infective larval stages (cercariae) of the "avian schistosomes" of the trematode family Schistosomatidae may cause dermatitis even in aberrant hosts, including humans. For Austria, larval findings have been reported repeatedly, but most records of schistosomes in Austria have not been identified to the species level. Thus, the species spectrum is not well documented yet. To facilitate the determination of larval trematodes, molecular genetic methods provide a valuable alternative to intricate morphological studies or time-consuming infection experiments to obtain adults. In this study, freshwater snails of the species *Lymnaea stagnalis*, *Planorbis planorbis* and *Planorbarius corneus* from locations in eastern Austria were screened for trematode infections with a focus on avian schistosomes. DNA-based protocols for validation of trematodes in general and of *Trichobilharzia* species in particular were developed. Besides the detection of several other trematodes, the occurrence of *Trichobilharzia szidati* in *Lymnaea stagnalis* and of *Bilharziella polonica* in *Planorbarius corneus* was confirmed. This is the first evidence of these species by DNA-based methods in Austria.

Keywords: Avian schistosomes, cercarial dermatitis, molecular genetic identifiction, *Trichobilharzia szidati*, *Bilharziella polonica*

Zusammenfassung: Digene Trematoden sind Parasiten von Wirbeltieren, die für ihren Entwicklungszyklus Mollusken als erste Zwischenwirte benötigen. Die Infektionslarven (Zerkarien) von „Vogelbilharzien", Trematoden aus der Familie Schistosomatidae, können im Fehlwirt Mensch Dermatitis verursachen. In Österreich wurden bisher Funde von Schistosomatiden-Zerkarien in den Überträgerschnecken aufgrund der schwierigen Bestimmung der Larven meist nicht verlässlich auf Artniveau bestimmt. Daher sind Artenspektrum und Verbreitung der Arten nur mangelhaft dokumentiert. Um die Bestimmung der Zerkarien zu erleichtern, bieten molekulargenetische Methoden eine interessante Alternative, die komplizierte morphologische Untersuchungen und zeitaufwändige Infektionsversuche zur Erlangung adulter Würmer für die Artbestimmung, ersetzen kann. In der vorliegenden Studie wurden Süßwasser-Schnecken der Arten *Lymnaea stagnalis*, *Planorbis planorbis* und *Planorbarius corneus* von Fundorten im Osten Österreichs auf das Vorkommen von Trematoden, mit Augenmerk auf „Vogelbilharzien", untersucht. Protokolle für den DNA-Nachweis von Trematoden im Allgemeinen und für Arten der Gattung *Trichobilharzia* im Speziellen wurden entwickelt. Neben dem Vorkommen unterschiedlicher Trematoden in den untersuchten Schnecken wurden die Arten *Trichobilharzia szidati* in *Lymnaea stagnalis* und *Bilharziella polonica* in *Planorbarius corneus* nachgewiesen. Dies ist der erste Nachweis dieser beiden Arten mit molekulargenetischen Methoden in Österreich.

Schlüsselwörter: Vogelbilharzien, Zerkariendermatitis, molekulargenetischer Nachweis, *Trichobilharzia szidati*, *Bilharziella polonica*

Introduction

Digenean trematodes (= Digenea) are parasitic flatworms of animals (including humans). During their life cycles digeneans use two, three, four or more hosts, one being the definitive host, and the remaining being intermediate or paratenic hosts (Cheng 1986). Molluscs are serving as obligate first intermediate hosts, where the digeneans reproduce asexually (Kearn 1998). Infective stages, the so-called cercariae, are finally released by the mollusc and infest other hosts. Sexual reproduction takes place in the vertebrate final hosts. Many digenean trematode species are of medical and/ or veterinary importance. Particularly species of the family Schistosomatidae may cause severe diseases in birds and mammals, including humans. The family is characterized by a two-host-life cycle with a freely swimming miracidium, which invades the snail host where sporocysts and cercariae are produced. The ma-

ture cercariae are characterized by a bifurcated tail. They subsequently leave the snail host as free-living infectious stages that actively penetrate the skin of the definitive (final) hosts (Cheng 1986). "Bird schistosomes" or "avian schistosomes" belong to the family Schistosomatidae and live as adult endoparasites in the blood vessels of birds. Their cercariae may penetrate also aberrant hosts (including humans) and cause cercarial dermatitis (swimmer's itch), an inflammatory skin disease. Overviews of cercarial dermatitis outbreaks and schistosome species in Europe have been provided e.g. by Horák & Kolářová (1997), Soldánová et al. (2013), Horák et al. (2015).

Until now, there have been only few studies on the occurrence and distribution of these trematodes in Austria. First evidence of schistosomes causing dermatitis in humans were given by Graefe (1971) and Graefe et al. (1973). Further records and surveys were published by Dvořák et al. (1999), Auer & Aspöck (2002), Sattmann et al. (2004), Hörweg et al. (2006) and Reier et al. (2020). Cases of "swimmer's itch" caused by cercariae have been recorded from almost all Austrian federal states (Auer & Aspöck 2002, 2014). However, for Austria, not much information is available on the schistosome species spectrum (Reier et al. 2020). One reason might be that the larval stages in (or released by) intermediate hosts are tiny and often morphologically indistinct and partly not identifiable at the species level by microscopy. Reliable identification by life cycle experiments have confirmed the occurrence of *Trichobilharzia szidati* Neuhaus, 1952 in *Lymnaea stagnalis* (Linnaeus, 1758). Adults had been obtained from infected ducks and identified accordingly (Dvořák et al. 1999). A recent integrative morphological and molecular study of cercariae from *Radix auricularia* (Linnaeus, 1758) confirmed the first finding of *Trichobilharzia franki* Müller & Kimmig, 1994 in Austria (Reier et al. 2020).

The aim of the current study was to investigate particular aquatic snail species in the area of the river Leitha, in Lower Austria and Burgenland and to evaluate their current infection rates with digenean trematodes. Trematodes in focus of this study were – among others – species of the family Schistosomatidae. Snail species investigated were of the families Lymnaeidae and Planorbidae, as some of these species are known to frequently host schistosomes, particularly of the genera *Trichobilharzia* Skrjabin & Zakharow, 1920 and *Bilharziella* Looss, 1899 in Europe (Horák & Kolářová 1997, Soldánová et al. 2013, Horák et al. 2015). Since species delimitation based on morphological characters has proven to be delicate, molecular biological methods have been involved in this study to differentiate and identify species. The aim of this study was (1) to implement a protocol for DNA-based validation of trematodes in general, and (2) to identify *Trichobilharzia* from the intermediate host on species level. This manuscript is based on a master thesis of the first author (Gaub 2014) and presents parts of the data obtained.

Material and methods

Collection of the intermediate host snail

In total, 339 *Lymnaea stagnalis*, 63 *Planorbis planorbis* (Linnaeus, 1758) and 1 *Planorbarius corneus* (Linnaeus, 1758) were collected during 16 field trips from March to November 2012 in the floodplains of the river Leitha, between Götzendorf and Potzneusiedl, in Maria Ellend at the river Fischa, at Orth/Donau, and at St. Martin/Zicksee; at 31 locations in total (Fig. 1).

Depending on the weather conditions, every two weeks, 5 to 10 locations were sampled by 1 to 4 people. The field trips usually took 5 to 8 hours, spending 15 to 50 min on every single location. The different locations were characterized as river meanders, puddles or ponds.

The snails were picked up manually and were transported to the laboratory in containers with some water. In the laboratory, the snails (403 individuals in total) were placed at room temperature, each individual separately in a glass (250 ml) with water, close to a window for cercarial release experiments. Snails were kept and observed for at least 24 hours.

Parasitological examinations

Cercariae released from snails (70 individuals) were classified by light-microscopy (Axioscope, Carl Zeiss, Austria) taxonomically to genus or family level, but in some cases only assigned to "cercarial types" (e.g. xiphidiocercariae) following the identification keys of Mikeš et al. (2001) and Faltýnková et al. (2007, 2008) and documented by microphotography (Nikon Eclipse E800 with attached Nikon DS-Fi2 camera, Optoteam Austria). In parallel, infected snails were dissected to obtain larval stages from the interior of the snails. For dissection, each snail was placed separately into a petri dish filled with water and then examined under a Wild/Leica M3Z stereomicroscope (Leica Mikrosysteme, Austria). The respective snail was fixed through the use of a forceps. In order to dissect the inner organs of the snail, the shell was broken and the soft body, especially the digestive organs, were cut into small pieces.

After morphological investigation, single released cercariae and the infected parts of the snails (mostly the midgut gland) were stored individually in 80 % EtOH in microtubes (1.5 to 2 ml) at -20 °C until use for molecular analyses.

Molecular genetic analyses

DNA isolation. Total DNA was isolated from all prepared snail tissues as well as from selected cercariae, which were collected from all cercariae-releasing snails. For DNA extraction, 10 to 20 mg of the 70 midgut glands were cut into small pieces with a sterile razor blade and transferred individually into 1.5 ml microtubes. DNA was extracted using the QIAmp DNA Mini Kit (Qiagen, Hilden, Germany)

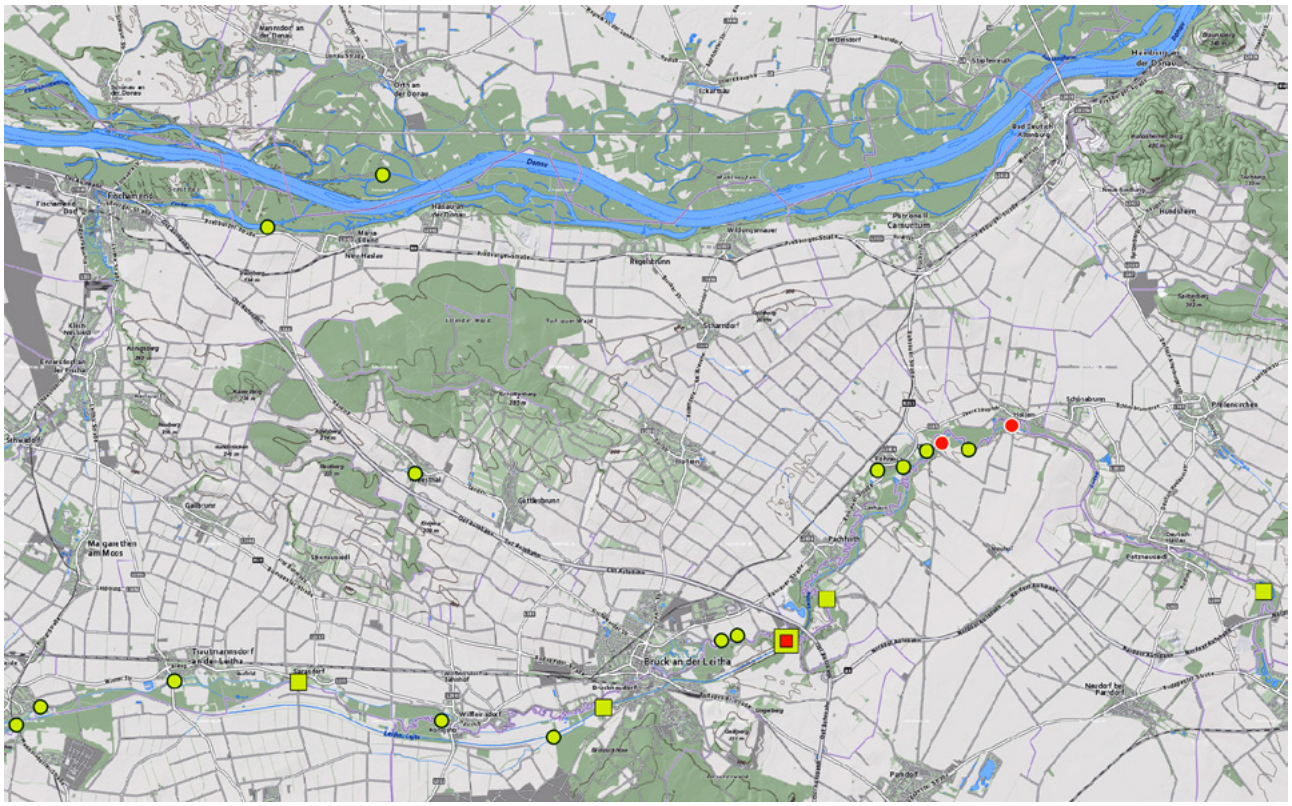


Fig. 1: Map of the sampled area. Sampling sites with infected snails mentioned in this study are marked with orange. Yellow dots indicate sites with other snail findings or with no infected snails. Squares are used for overlapping sampling sites. The location St. Martin/Zicksee lies outside (south) of the presented area. Map background © Geoland Basemap.

strictly following the protocol for tissue samples, with prior proteinase K digestion overnight. DNA extraction of the 70 cercariae was conducted as just described by digesting one entire cercaria per sample. The isolated DNA was stored at -20 °C until further use.

PCRs. As a proof of principle, infested tissues of all 70 snails releasing cercariae were screened by a universal trematode PCR targeting the nuclear *18S* rRNA gene (Haider et al. 2012). All of the 66 infested *L. stagnalis* were further screened by a PCR specific for the genus *Trichobilharzia*, which was designed for PCR-based detection of trichobilharzian infection in snails and amplifies the genomic region *ToSAU3A* (Korsunenko et al. 2010).

For species identification, primers were chosen, that amplify the region including internal transcribed spacer 1 (*ITS1*), the *5.8S* rRNA gene and the *ITS2*: its5Trem, which is complementary to the conserved region at the 3' end of the *18S* rRNA gene, and its4Trem, which is complementary to the conserved region at the 5' end of the *28S* rRNA gene (Dvořák et al. 2002). This PCR was run with all samples that were positive in the PCR specific for the genus *Trichobilharzia* and with all cercariae that morphologically had been identified as furcocercariae. Details for all primers used in this study are given in Table 1.

All PCR reactions were run in 0.2 ml soft PCR tubes in a nexus Mastercycler (Eppendorf, Hamburg, Germany). Each sample was tested in three different dilutions (1 µl, 3 µl, 6 µl of DNA per 50 µl reaction volume). The master mix contained of 5 µl PCR buffer (Solis BIODYNE), 5 µl MgCl2 (25 mM), 1 µl dNTP-Mix (20 mM of each, Solis BIODYNE), 11 µl distilled water, 5 µl forward primer (1 µM), 5 µl reverse primer (1 µM) and 0.25 µl polymerase (Hot Fire DNA Polymerase I, 5 U/µl, Solis BIODYNE). All PCRs were run with a standard PCR programme (15 min at 95 °C followed by 30 cycles of 1 min denaturation, 1 min annealing, 3 min extension) applying an annealing temperature of 56 °C for the universal trematode-specific PCR and of 54 °C for the other two PCRs. Amplicons were visualized in 2 % agarose gels using GelRed (GeneOn GmbH, Germany).

DNA sequencing. All bands of the appropriate sizes were cut out and prepared for DNA sequencing. In brief, amplicons were purified from the gels with the Xact DNA Gel extraction Kit (genXpress, Austria) and sequenced with an automated ABI PRISM 310 Sequencer (PE Applied Biosystems, Langen, Germany). Sequences were obtained from both strands in two independent set-ups. Consensus sequences, excluding the primer regions, were used for multiple and pairwise alignments. Local alignments were performed with BLAST (Basic Local Alignment Search Tool, http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/) and EMBOSS (European Molecular Biology Open Software Suite, http://www.ebi.ac.uk/Tools/emboss/) to find the most similar reference

Table 1: Details of the PCR primers used in this study.

Name	Sequence (5´- 3´)	Approximate amplicon length	Specificity	Reference
TremF	GGT TCC TTA GAT CGT ACA TGC	430 bp	Trematodes	Haider et al. 2012
TremR	GTA CTC ATT CGA TTA CGG AGC			
TR98F	CTC CGA CTG ATG ATG ACA AGA AGA	400 bp	*Trichobilharzia*	Korsunenko et al. 2010
TR98R	ATG AGT GGC GAA CGG TAT CCT			
its5Trem	GGA AGT AAA AGT CGT AAC AAG G	1915 bp (*T. regenti*) 1330 bp (*T. szidati*)	Trematodes (amplicon length differs by species)	Dvořák et al. 2002
its4Trem	TCC TCC GCT TAT TGA TAT GC	1555 bp (*T. franki*)		

sequences. In order to be able to identify single nucleotide polymorphisms (SNPs), the reference groups and the sequences of the amplicons obtained with the respective primer pairs (TremF/TremR; TR98F/TR98R; its5Trem/its4Trem) were aligned using Clustal X and GeneDoc (Nicholas and Nicholas 1997).

Sequencing data obtained in this study was submitted to GenBank and is available under the following accession numbers (*T.s.* MW143564-65, *B.p.* MW144289).

Results

Microscopy

Of the altogether 403 snails investigated, 70 snails (i.e. 66 *L. stagnalis*, three *P. planorbis*, one *P. corneus*) released cercariae. Microscopical investigation of the cercariae released gave the following results, summarized in Table 2. Out of the 66 *L. stagnalis*, 45 individuals released xiphidiocercariae (cercariae with an oral stylet) (prevalence 13.3 %), six individuals released cercariae of the family Echinostomatidae (cercariae with an oral corona of hooks) (1.8 %) and seven individuals released cercariae of the family Notocotylidae (monostome cercariae) (2.1 %). Moreover, eight *L. stagnalis* were found to release furcocercariae (with a bifurcated tail). Out of these, two simultaneously released xiphidiocercariae. Six samples of furcocercariae were ocellate and were classified morphologically as *Trichobilharzia* sp. (1.8 %) (Fig. 2). Two of the furcocercariae were non-ocellate and were identified morphologically as diplostomids (0.6 %).

Fig. 2: Microscopic images of cercariae found. a: *Trichobilharzia* sp., b: double infection with xiphidiocercariae and *Trichobilharzia* sp.

Out of the three infected individuals of *P. planorbis*, two released xiphidiocercariae (3.2 %) and one released cercariae of the family Echinostomatidae (1.6 %).

The single individual of *P. corneus* was found to release schistosomatid furcocercariae, which we classified as *Bilharziella polonica* (Kowalewski, 1895).

Molecular biology

The extracted tissues of all 70 snails that had been found to release cercariae were also positive in the PCR using the universal trematode primers (Haider et al. 2012). The 66 midgut gland samples of *L. stagnalis* were further screened by the PCR specific for *Trichobilharzia* spp. (Korsunenko et al. 2010) revealing nine positive samples, which is 3 more than detected by morphological investigation of the released cercariae.

Of the released cercariae, all nine furcocercariae were investigated by the PCR specific for the genus *Trichobilharzia* (Korsunenko et al. 2010). Altogether, six of the nine furcocercariae were positive for *Trichobilharzia* sp.

For species identification, all nine furcocercariae as well as the tissue from their host snails' midgut glands were further investigated with the primer pair its5Trem/its4Trem (Dvořák et al. 2002). Six of the nine investigated furcocercariae and seven out of the nine investigated midgut samples produced amplicons in this PCR. DNA sequencing of the amplicons obtained from the *L. stagnalis*-derived samples revealed *T. szidati* in all cases that gave reliable sequences (3). Two full length DNA sequences (GenBank Acc. MW143564-65) could be obtained, the hosting snails were both from the same location, a small pond in the

Table 2: Number of gastropods infected with digeneans of different types. Abbreviations: Xiph = xiphidiocercariae; Ech = echinostomatids; Not = notocotylids; Fur = furcocercariae; Dipl = diplostomids; Trich = *Trichobilharzia* sp.; Bil = *Bilharziella polonica*; prev.% = prevalence in %.

Gastropods	studied (n)	infected (n)/ prev.%	Xiph/ prev.%	Ech/ prev.%	Not/ prev.%	Fur/ prev.%	Dipl/ prev.%	Trich/ prev.%	Bil
Lymnaea stagnalis	339	66 /19.5	45/13.3	6/1.8	7/2.1	8/2.4	2/0.6	6/1.8	-
Planorbis planorbis	63	3/4.8	2/3.2	1/1.6	-	-	-	-	-
Planorbarius corneus	1	1/100	-	-	-	1	-	-	1
Total	**403**	**70/17.4**	**47**	**7**	**7**	**9**	**2**	**6**	**1**

floodplains of the river Leitha, that had the overall highest densities of *L. stagnalis*. The two sequences were both 1287 bp long, they were 100 % identical to one another and showed highest sequence similarity, namely 1 bp difference each to sequences of *T. szidati* from Czech Republic (GU233735) and Finland (FJ609409), respectively. One sample could only be identified as *Trichobilharzia* sp., because the obtained sequence was too short for species designation.

For the amplicon obtained from the *P. corneus*-derived sample, a 690 bp long fragment (GenBank Acc. MW144289) containing the *ITS1* region could be obtained. The sequence shows highest identity, namely 3 bp difference, to the sequence of a *B. polonica* isolate from Russia (MK264353).

In summary, 70 trematode infections were detected in 403 snails investigated, including also larval stages of *Trichobilharzia szidati,* an un-identified *Trichobilharzia sp.* and of *Bilharziella polonica*. Moreover, larval stages of the families Echinostomatidae and Notocotylidae and not further determined furcocercariae and xiphidiocercariae were found. All 3 *Trichobilharzia* samples that could be identified down to the species level were identified as *T. szidati*, with a prevalence in *L. stagnalis* of 0.89 % (3/339). A detailed list is given in Table 2.

Discussion

A total of 339 *L. stagnalis*, 63 *P. planorbis* and one *P. corneus* were subjected to cercarial release experiments. 66 individuals of *L. stagnalis* (prevalence 19.47 %), three *P. planorbis* (4.76 %) and one *P. corneus* (100 %) expelled cercariae, whereby *L. stagnalis* was the host snail with the highest trematode diversity. The frequent findings of cercariae of the xiphidiocercariae-type were not identified further but much likely belong to the family Plagiorchidae. Two findings of furcocercariae were morphologically identified as representatives of the family Diplostomidae but could not be identified to the genus level. Furthermore, cercariae of the families Echinostomatidae, Notocotylidae and Schistosomatidae were recorded. Among the Schistosomatidae, *Bilharziella polonica* was identified morphologically and confirmed by DNA sequencing from the only *P. corneus* individual found during this study, whereas *Trichobilharzia szidati* was confirmed by molecular analyses from altogether three of the 339 *L. stagnalis* investigated in this study. Unfortunately, not all samples that were positive in the PCR specific for *Trichobilharzia* spp. also gave amplicons in the PCR allowing species differentiation within the genus *Trichobilharzia*. This might be due to the much higher amplicon length of the latter PCR (between 1330 and 1914 bp as compared to 400 bp), which significantly reduces sensitivity.

Overall, the infection rates of the current study are comparable to those of previous cercarial screenings from eastern Austria (Konecny et al. 1999, Dvorak et al. 1999). The total prevalence of trematodes in *L. stagnalis* in our study (19.47 %) is close to the average prevalence (23 %) of the combined data of 62 studies [(Kuris & Lafferty 1994) cit. in Loy & Haas 2001], but markedly higher than in Konecny et al. (1999) (10 %). A considerably higher prevalence of digenean trematodes (44.9 %) in *L. stagnalis* was reported from a pond system in southern Germany (Loy & Haas 2001). The higher infection rates may result from the high abundance and the diversity of vertebrate and invertebrate hosts in that area (Loy & Haas 2001).

It is known, that the lymnaeids represent the most frequent and widely distributed intermediate hosts for the genus *Trichobilharzia*. In the current study, a prevalence of 1.8 % for the genus *Trichobilharzia* and of 0.89 % for *T. szidati* was detected in *L. stagnalis*, which is similar to the prevalence for *T. szidati* reported by Dvořák et al. (1999), which was 1 %. Also, in the study by Loy & Haas (2001) the causative agents of cercarial dermatitis showed a constantly low prevalence (0.17 %) of "*T. ocellata"* (which is considered a synonym of *T. szidati*) in *L. stagnalis*. They assumed, that such a low prevalence is rather typical for areas where cercarial dermatitis occurs in humans (Loy and Haas 2001). Generally, in Europe, the prevalence of schistosomatids in snails seems to be rather low, while the infection rates in birds can be as high as 74.5 % [(Horák and Kolárová 2011; Horák et al. 2008) cit. in Soldánová et al. 2013]. Therefore, it has been suggested that human cercarial dermatitis is found most often along the major

avian migratory flyways (Kolárová 2007). In a study by Hörweg et al. (2006) they set up questionnaires to collect information on the waters and activities in the waters and details on the dermatitis itself. In their study, the duration of the exposure to water and the kind of activity had no statistically significant impact on the severity of disease, but it can be assumed, that longer stays in shallow water increase the probability of infection (Hörweg et al. 2006). In that study, they documented cases of cercarial dermatitis from May to August. In the current study, most infected snails with digenean trematodes, out of that two *Trichobilharzia szidati*, one *Trichobilharzia* sp. and one *B. polonica*, were found in June and August. August, in that year, was also the month with the lowest precipitation and the highest temperatures. It is known that higher temperatures enhance cercarial production [(Kendall and McCullough 1951) cit. in Mas-Coma et al. 2009]). It is still unknown, whether the risk for the mammalian hosts to be infected is higher for the genus *Trichobilharzia* or for the genus *Bilharziella*. In a study by Lichtenbergová & Horák (2012) it was postulated, that there is a higher health risk for mammals for infections with *T. regenti*, the nasal schistosome, than with visceral bird schistosomes (*T. franki*, *T. szidati*). In the current study, only *T. szidati* was found, but recently also *T. franki* was documented in Austria (Reier et al. 2020).

Altogether, a PCR-based approach enabled us to provide evidence for trematode infections in snails in general. Molecular genetic identification down to the species level was possible for *T. szidati* and *B. polonica*, corroborating that DNA sequencing is a valuable method for species delimitation, if good reference data are available. Trematode screenings are important to fill knowledge gaps. Only with reliable databases on parasite diversity and their distribution, epidemiological and ecological evaluations can be performed and reliable medical risk assessments become possible.

References

Auer H. & Aspöck H. (2002): „Vogelbilharzien“ als Erreger einer Hautkrankheit: die Zerkariendermatitis. In: Aspöck H. (Ed.): Amöben, Bandwürmer, Zecken – Parasiten und parasitäre Erkrankungen des Menschen in Mitteleuropa. Denisia 6: 321–331.

Auer H. & Aspöck H. (2014): Helminths and helminthoses in Central Europe: general overview and diseases caused by trematodes (flukes). Wiener Medizinische Wochenschrift 164: 405–413. https://doi.org/10.1007/s10354-014-0316-7

Cheng T.C. (1986): General Parasitology. Academic Press Inc., Orlando, Florida. 827pp.

Dvořák J., Sattmann H., Horák P. & Konecny R. (1999): Bird schistosomes from freshwater snails in Austria, with some notes on current problems (Digenea, Schistosomatidae). Mitteilungen der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie 21: 69–76.

Dvořák J., Vanacova S., Hampl V., Flegr J. & Horák P. (2002): Comparison of European *Trichobilharzia* species based on ITS1 and ITS2 sequences. Parasitology 124: 307–313.

Faltýnková A., Našincová V. & Kablásková L. (2007): Larval trematodes (Digenea) of the great pond snail, Lymnaea stagnalis (L.), (Gastropoda: Pulmonata) in Central Europe: a survey of species and key to their identification. Parasite 14(1): 39–51. https://doi.org/10.1051/parasite/2007141039

Faltýnková A., Našincová V. & Kablásková L. (2008): Larval trematodes (Digenea) of planorbid snails (Gastropoda: Pulmonata) in Central Europe: a survey of species and key to their identification. Systematic Parasitology 69(3): 155–178. https://doi.org/10.1007/s11230-007-9127-1

Gaub L. (2014): Molecular species determination of larval Digenea as basis for reliable epidemiological analyses, enhanced biodiversity data and significant medical risk assessments. Master Thesis, University Vienna. http://othes.univie.ac.at/33933/1/2014-08-27_1068202.pdf

Graefe G. (1971): Experimenteller Nachweis einer von Cercarien verursachten Dermatitis am Neusiedlersee. Sitzungsberichte der Österreichischen Akademie der Wissenschaften, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Klasse, Abteilung 1, 179: 73–79.

Graefe G., Aspöck H. & Picher O. (1973): Auftreten von Bade-Dermatitis in Österreich und Möglichkeiten ihrer Bekämpfung. Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene 225: 398–405.

Haider M., Hörweg C., Liesinger K., Sattmann H. & Walochnik J. (2012): Recovery of *Fascioloides magna* (Digenea) population in spite of treatment programme? Screening of *Galba truncatula* (Gastropoda, Lymnaeidae) from Lower Austria. Veterinary Parasitology 187(3–4): 445–461. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.01.032

Hörweg C., Sattmann H. & Auer H. (2006): Cercarial dermatitis in Austria: Questionnaires as useful tools to estimate risk factors? Wiener Klinische Wochenschrift 118: 77–80. https://doi.org/10.1007/s00508-006-0674-2

Horák P. & Kolářová L. (1997): Zerkariendermatitis in Mitteleuropa – Überblick und aktuelle Probleme. Mitteilungen der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie 19: 59–64.

Horák P. & Kolářová L. (2011): Snails, waterfowl and cercarial dermatitis. Freshwater Biology 56: 779–790.

Horák P., Mikeš L., Lichtenbergová L., Skála V., Soldánová M. & Brant S.V. (2015): Avian Schistosomes and Outbreaks of Cercarial Dermatitis. Clinical Microbiology Reviews 28(1): 165–190. https://doi.org/10.1128/CMR.00043-14

Konecny R., Dvořák J., Horák P. & Sattmann H. (1999): Zerkarien von Süßwasserschnecken in Ost-Österreich. Mitteilungen der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie 21: 77–82.

Korsunenko A.V., Chrisanfova G.G., Ryskov A.P., Movsessian S.O., Vasilyev V.A. & Semyenova S.K. (2010): Detection of European *Trichobilharzia* Schistosomes (*T. franki*, *T. szidati*, and *T. regenti*) Based on Novel Genome Sequences. Journal of Parasitology 96(4): 802–806. https://doi.org/10.1645/GE-2297.1

Lichtenbergová L. & Horák P. (2012): Pathogenicity of *Trichobilharzia* spp. for vertebrates. Journal of Parasitology Research, Volume 2012, Article ID 761968. 9pp. https://doi.org/10.1155/2012/761968

Loy C. & Haas W. (2001): Prevalence of cercariae from *Lymnaea stagnalis* snails in a pond system in Southern Germany. Parasitology Research 87: 878–882. https://doi.org/10.1007/s004360100462

Mas-Coma S., Valero M.A. & Bargues M.D. (2009): Climate change effects on trematodiases, with emphasis on zoonotic fascioliasis and schistosomiasis. Veterinary Parasitology 163(4): 264–280. https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.03.024

Mikeš L. (2001): Simplified Determination Key – Cercariae. 1st Workshop on Bird Schistosomes & Cercarial Dermatitis, 10th – 14th September, 2001, Dolní Věstonice, Czech Republic. 22pp.

Nicholas K.B. & Nicholas H.B. Jr. (1997): GeneDoc: A Tool for Editing and Annotating Multiple Sequence Alignments. Pittsburgh Supercomputing Center's National Resource for Biomedical Supercomputing. http://www.nrbsc.org/downloads (March 2, 2007)

Reier S., Haring E., Billinger F., Blatterer H., Duda M., Gorofsky C., Grasser H.-P., Heinisch W., Hörweg C., Kruckenhauser L., Szucsich N.U., Wanka A. & Sattmann H. (2020): First confirmed record of *Trichobilharzia franki* Müller & Kimmig, 1994 from *Radix auricularia* (Linnaeus, 1758) for Austria. Parasitology Research 119: 4135–4141. doi: 10.1007/s00436-020-06938-3. Epub ahead of print. PMID: 33150513.

Sattmann H., Hörweg C. & Konecny R. (2004): Zerkariendermatitis in Österreich - Rückblick und Perspektiven. Denisia 13: 457–461.

Soldánová M., Selbach C., Kalbe M., Kostadinova A. & Sures B. (2013): Swimmer's itch: etiology, impact, and risk factors in Europe. Trends in Parasitology 29: 65–74. https://doi.org/10.1016/j.pt.2012.12.002

Arianta	Volume 8	20 – 37	Vienna, December 2020

Die Schnecken- und Muschelfauna Tattendorfs
Quellschnecken und Trockenrasen-Spezialisten auf engstem Raum

Alexander Reischütz[1], Otto Moog[2], Peter L. Reischütz[1] & Michael Duda[3]

[1]Puechhaimgasse 52, 3580 Horn, Österreich
[2]Universität für Bodenkultur, Institut für Hydrobiologie und Gewässermanagement; Gregor-Mendel-Straße 33, 1180 Wien, Österreich
[3]Naturhistorisches Museum Wien, 3. Zoologische Abteilung, Burgring 7, 1010 Wien, Österreich

Correspondence: alexander.reischuetz@gmx.at

Abstract: The composition and species diversity of the mollusc fauna of near-natural and anthropogenically influenced sites in the cadastral community of Tattendorf in Lower Austria were investigated. Near-natural sites included the water bodies and floodplains of the rivers Triesting and Piesting, a floodplain pond, reed beds and dry grasslands. The Triesting hydropower canal, drainage ditches, artificial ponds (pond liners), forestry, arable land, and fallows represent non-natural habitats. 122 mollusc taxa were detected in the Tattendorf area: 78 land snails, 32 water snails and 12 species of bivalves. The most outstanding finding was the record of the groundwater snails *Alzoniella* sp., *Bythiospeum* sp. and *Hauffenia* sp., as well as *Bythinella* cf. *austriaca* and *Bythinella* cf. *cylindrica*. These records considerably extend the hitherto known distribution areas of these species and show that also the groundwater system of gravel banks in the southern Viennese basin are habitat of a subterranean mollusc fauna. Additionally, two species listed in the Annex II of the FFH directive could be recorded: Empty shells of the Austrian endemic grassland species *Helicopsis austriaca* were found at the dry grasslands at the natural monument and its northern extension. A numerous population of the wetland species *Vertigo angustior* inhabits a reed along Triesting river. When comparing near-natural and impaired sites, the molluscs proved their ability as bio-indicators and showed significant differences in species numbers of unaffected and anthropogenically polluted/devastated sites. Impaired water bodies provided a habitat for only 41 % of the species found in natural aquatic environments. Habitats strongly influenced by humans like arable land, fallow land and forests are only inhabited by an average of three to four species. In the natural Piesting and Triesting floodplain forests, on the other hand, the average number of species per investigation site was 23 and 28 species respectively. Together with the flowing and standing waters, the natural floodplain systems have the highest diversity of aquatic and terrestrial species in the municipal area. All species added up including flood debris samples, 95 respectively 77 taxa were found in these floodplains. Of course, a high number of species alone is not decisive; what counts is the site-typical characteristics of a faunal community. Very special habitats, whose extreme environmental conditions only offer a refuge to certain habitat specialists, for example groundwater or dry grasslands, provide a habitat for only a small number of highly adapted species. Considering the entire municipal area, an extremely species-poor snail fauna lives in the largest part of the settlement area and in the agriculturally used areas. Also, the three investigated intensively cultivated forests (pine, poplar and mixed) are very poor in species. In opposite to that, the naturally preserved habitats in Tattendorf and areas that have been restored to their natural state in the course of various projects may be small in size, but they exhibit a mollusc fauna that is rich in species and typical for the location. The present study thus proves the value of such areas for the maintenance of high biodiversity. Future studies should address the issue of connecting habitats of less mobile creatures to ensure that the genetic diversity of their populations is preserved.

Keywords: Mollusca, Vienna Basin, diversity, hemeroby, landscape protection

Zusammenfassung: In der Gemeinde Tattendorf wurden die Zusammensetzung und Artenvielfalt der Schnecken- und Muschelfauna naturnaher und naturferner Standorte untersucht. Naturnahe Standorte fanden sich in den Flüssen und Auwäldern der Triesting und Piesting, einem Autümpel, Röhrichtzonen im Osten des Gemeindegebietes und diversen Trockenrasen. Als anthropogen beeinflusste, naturfremde Lebensräume wurden der Triesting-Werkskanal, Entwässerungsgräben im Nordosten des Gemeindegebietes, Folienteiche, Forste, Äcker, und Brachen untersucht. Insgesamt wurden im Tattendorfer Gemeindegebiet 122 Mollusken-Taxa nachgewiesen, die sich auf 78 Landschnecken, 32 Wasserschnecken und 12 Muschelarten verteilen. Eine wissenschaftliche Sensation sind dabei die Nachweise von Quell- und Grundwasserschnecken, die man in diesem Gebiet nicht vermutet hätte. Dazu zählen die Zwergdeckelschnecke *Alzoniella* sp., die Höhlendeckelschnecke *Bythiospeum* sp., die Österreichische Quellschnecke *Bythinella* cf. *austriaca*, die Zylindrische Quellschnecke *Bythinella* cf. *cylindrica* und die Zwergrundmundschnecke *Hauffenia* sp. Diese Funde erweitern die bekannten Verbreitungsgebiete beträchtlich und zeigen, dass auch die Schotterkörper der Donauzuflüsse im Wiener Becken von einer unterirdischen Molluskenfauna besiedelt werden. Zusätzlich konnten 2 Arten des Anhangs II der FFH-Richtlinie gefunden werden: Ältere Leerschalen der Österreichischen Heideschnecke *Helicopsis austriaca* wurden am Naturdenkmal „Trockenrasen“ und dessen nördlicher Ausdehnung gefunden. Eine größere Population der

Schmalen Windelschnecke *Vertigo angustior*, einer Bewohnerin feuchter Lebensräume, wurde in einem Röhricht nahe der Triesting nachgewiesen. Beim Vergleich naturnaher und naturferner Standorte stellten die Mollusken ihre Bedeutung als Bioindikatoren unter Beweis und belegten signifikante Unterschiede in den Artenzahlen unbeeinflusster bzw. anthropogen belasteter oder veränderter Standorte. Naturferne Gewässerstrecken boten nur 41 % der in intakten Wasserkörpern nachgewiesenen Arten einen Lebensraum. Vom Menschen sehr stark geprägte, naturferne Lebensräume wie etwa Äcker, Brachen und Forste weisen durchschnittlich 3 bis 4 Arten auf. In den naturbelassenen Piesting- und Triesting-Auwäldern hingegen betrugen die mittleren Artenzahlen pro Standort 23 bzw. 28 Arten. Eine hohe Artenzahl ist natürlich nicht allein ausschlaggebend, vielmehr zählt die standorttypische Ausprägung einer Faunengemeinschaft. Sehr spezielle Lebensräume, deren extreme Umweltbedingungen nur gewissen Lebensraumspezialisten ein Refugium bieten, zum Beispiel das Grundwasser oder die Trockenrasen, bieten nur einer überschaubaren Anzahl, allerdings hoch angepasster Arten, einen Lebensraum. Auf das gesamte Gemeindegebiet umgelegt, bietet sich in den größten Teilen des Siedlungsgebietes und den landwirtschaftlich genützten Flächen eine äußerst artenarme Schneckenfauna. Auch die drei untersuchten Föhren-, Pappel und Mischwald-Forste sind malakologisch sehr unergiebig. Die in Tattendorf natürlich erhaltenen bzw. im Zuge diverser Projekte naturnah gestalteten Lebensräume weisen hingegen eine artenreiche und standorttypische Molluskenfauna auf. In Folgestudien sollte die Möglichkeit der Vernetzung von Habitaten in der Kulturlandschaft untersucht werden, um die Ausbreitung wenig mobiler Organsimen zu fördern.

Schlüsselwörter: Mollusca, Wiener Becken, Diversität, Hemerobie, Landschaftsschutz

Einleitung

Tattendorf ist eine niederösterreichische Gemeinde im südlichen Wiener Becken, im Übergang vom „Steinfeld“ (auch „Trockene Ebene“ genannt) zur „Feuchten Ebene“. Die beiden Naturdenkmäler in Tattendorf (Feuchtgebiet Krautgärten und Trockenrasen Tattendorf) spiegeln die Gegensätze der Landschaftstypen im Untersuchungsgebiet wider. Zwei Flüsse - die Triesting und die Piesting - queren das Gemeindegebiet von Südwest nach Nordost und weisen teilweise nennenswerte Auen(-Reste) auf. Obwohl die durch eiszeitliche Schotterablagerungen entstandenen Böden sehr karg sind, prägt die landwirtschaftliche Nutzung durch Weinbau, Getreide- und Ackerbau das Landschaftsbild. Aus der Vogelperspektive gewinnt man den Eindruck einer ausgeräumten Kulturlandschaft (Abb. 1), der sich bei näherer Betrachtung allerdings relativieren lässt. Seit über 30 Jahren nehmen Umweltschutz und Ökologie eine wichtige Komponente der Gemeindepolitik ein. So wurde schon in den späten 1980er Jahren ein Kultur-Landschaftsprojekt mit Pflanzung tausender Bäume und Sträucher erfolgreich umgesetzt und im Zuge der Dorferneuerungsaktion eine Umweltbilanz erstellt. Zahlreiche Aktivitäten (z. B. Aktion Pensionsbäume; Schutz von Totholz; Revitalisierung Feuerbachl; Beitritt der Gemeinde zu Klimabündnis; vielfaltleben-Gemeinde; NÖ Wassergemeinde; naturnaher Hochwasserschutz etc.) erhöhten sukzessive die Vielfalt wertvoller Habitate und brachten der Gemeinde zahlreiche Umweltpreise ein (Tattendorf 2020a, 2020b).

Der vorliegende Artikel beschreibt Vorkommen und Artenzahl von Muschel- und Schneckenarten in naturnahen und anthropogen überformten Lebensräumen des Gemeindegebietes von Tattendorf. Durch ihre eher geringe Mobilität sind viele Mollusken ausgezeichnete Zeigerorganismen lokaler Areale und eignen sich zur Dokumentation von Veränderungen, die unmittelbar auf einer begrenzten Fläche stattfinden. Darüber hinaus eignen sich schalentragende Mollusken als Langzeit-Indikatoren, da ihre Schalen im Boden überdauern und so über frühere kleinklimatische und strukturelle Gegebenheiten informieren können (Lozek 1964). Die Ergebnisse vorliegender Erhebung der Schnecken- und Muschelfauna dienen als wichtige Basis für ökologisch orientierte Überlegungen der Landnutzung (Bedeutung seltener bzw. gefährdeter Biotoptypen, ihre Rolle als Teil eines Biotopverbundes etc.).

Abb. 1: Tattendorf aus der Vogelperspektive, genordet (© NÖ Atlas). Grenze des Gemeindegebietes ist rot umrandet.

Methode

Die Erhebung der Molluskenfauna erfolgte durch Kombination verschiedener Methoden. Aufsammlungen von Hand wurden an jedem Standort vorgenommen und dienten vor allem zur Dokumentation lebender Tiere. Hand-Aufsammlungen von wasserlebenden Mollusken erfolgten durch das Absuchen von Steinen, Pflanzen und Hölzern, Kescherzüge oder Aufbreiten und Inspizieren des gesammelten Substrats (Wasserpflanzen, Bodengrund) in weißen Wannen. Da kleinere Arten (<5 mm) nicht oder bestenfalls vereinzelt und zufällig gefunden werden, wurden von Hand oder mit Schaufeln Bodenproben entnommen und ausgesiebt. Hierbei wurden Detritus, Erde oder sogenannte „Geniste“ an Fließgewässern mitgenommen und im Labor weiterbearbeitet. Feuchte Proben wurden zuerst gewaschen, dann getrocknet, trockene Proben in 4 Fraktionen gesiebt (Maschenweiten 4 mm, 2 mm, 1 mm). Auf diese Weise werden auch kleinere Arten nicht übersehen. Allerdings werden Nacktschnecken - bis auf kaum bestimmbare Schälchen der Limacoidea - nicht erfasst. Zur Besammlung dieser Gruppe wurden feuchte Kartonplatten (Reischütz 1999) an verschiedenen Standorten ausgelegt und regelmäßig kontrolliert. Die Erhebung der Molluskenfauna erfolgte zwischen 2013 und 2020 im Zuge mehrerer Sammelexkursionen zu 41 Standorten im Tattendorfer Gemeindegebiet. Um die Darstellungslisten der Molluskenfauna überschaubar zu halten, wurden die 41 Standorte 13 Lebensräumen zugeordnet. Die Auswertung der aquatischen Lebensräume erfolgt in zwei Schritten. Als Lebensraumspezialisten werden die ausschließlich aquatischen Tiere (Wasserschnecken und Muscheln) diskutiert. Im Sinne der Funktion von Gewässern als Transportmittel und Vernetzungsmedium einer Landschaft wird auch auf sämtliche, in den Proben nachgewiesenen Arten eingegangen. Hier bringt vor allem die Untersuchung der an den Gewässerufern abgelagerten Geniste (Abb. 2) einen wertvollen Überblick über die Vielfalt der Molluskenfauna der Umgebung. Auf eindeutig alte (subrezente) Schalen von Muscheln und Schnecken wurde im Rahmen vorliegender Befundungen allerdings nicht eingegangen.

Die zwischen 2013 und 2017 aufgesammelten Schnecken- und Muschel-Conchylien befinden sich in der Kollektion Reischütz. Zwischen 2018 bis 2020 gesammeltes Material und Exemplare der ABOL-BioBlitzaktion im April 2019 wurden in der 3. Zoologischen Abteilung des Naturhistorischen Museums Wien deponiert.

Untersuchungsgebiet

Die aquatischen Lebensräume umfassen Flüsse (Triesting, Piesting), den Triesting Werkskanal, stehende Gewässer (Autümpel in der oberen Triesting-Au, Gießweiher in der Geburtstags-Au und private Gartenteiche), Röhrichtzonen, periodische Gerinne (Krautgärten-Entwässerungsgraben) und Grundwasseraustritte.

Die terrestrischen Lebensräume umfassen Trockenrasenflächen, Wälder und Forstanlagen, Brachen, Gärten sowie Ackerflächen unterschiedlicher Nutzung. Tabelle 1 enthält eine detaillierte Liste der Fundorte.

Aquatische Lebensräume

Natürliche Fließgewässer

Die Triesting wird durch 92 Wienerwald-Quellbäche gespeist, ist ein Gewässer der Flussordnungszahl 5 (Wimmer & Moog 1994) und durchzieht drei österreichische Bioregionen: die Flysch- oder Sandsteinregion, die Kalkvoralpen und die östlichen Flach- und Hügelländer (Moog et al. 2001). Die bereits 1825 begonnenen und zwischen 1924–1929 abgeschlossenen Maßnahmen zum Hochwasserschutz (Mitterer 2014) führten zu dramatischen Veränderungen des Triestinglaufes. Der vormals in mehrere Arme verzweigte oder in breiten Kurven laufende Fluss wurde begradigt, das Flussbett verbreitert, vertieft und trapezförmig gestaltet. Durch die Monotonisierung und Begradigung des Laufes wurde die Fließstrecke verkürzt, so dass das Gefälle nur mehr mit Sohlstufen überwunden werden konnte. Durch die Eintiefung sank der Grundwasserspiegel, Quellen und kleine Zubringerbäche trockneten aus. Die Folgen für die ökologische Funktionsfähigkeit sind heute noch spürbar. Auch die Wasserkraftnutzung stellte eine schwere Prüfung für die Triesting dar. Sohlstufen und Wehranlagen unterbrachen das Fließkontinuum, Fische konnten ihre Laichwanderungen nicht mehr durchführen. In den Rückstaubereichen der Wehranlagen sedimentiert organisches, fäulnisfähiges Material, das Wasser fließt in Werkskanälen und nicht mehr im Naturbett. Seit 2017 erfolgt eine ökologisch ausreichende Restwasserdotation. Seit 2020 ermöglicht eine Fischaufstiegshilfe die Passage der großen Sohlstufe in der unteren Triesting-Au, die bis

Abb. 2: Ein Genist am Ufer der Piesting. Foto: Otto Moog

Tabelle 1: Liste der Untersuchungsstellen mit Angabe der geographischen Koordinaten. Auf die Angabe der Seehöhen wird verzichtet, da alle Fundorte zwischen 216 und 233 Metern über der Adria liegen. Der Farbcode der Fundorte kennzeichnet mit „Blau" aquatische Lebensräume, mit „Grün" wassergeprägte terrestrische Lebensräume. Terrestrische Lebensräume werden durch lachsfarbene Balken repräsentiert. Abkürzungen: O.M. = Otto Moog; A.R. = Alexander Reischütz; M.D. = Michael Duda.

Farbcode	Fundorte	Nördl. Br.	Östl. Lg.	Beschreibung
	Tattendorf Autümpel	47,95618	16,29303	Genistprobe, leg. O. M. & A. R.
	Triesting in Tattendorf (BOKU-Datensatz)	47,95459	16,29674	Sedimentprobe leg. O. M.
	Autümpel „Quellbereich"	47,95604	16,29683	Sedimentprobe, leg. O. M. & A. R.
	Triesting-Au Quellteich	47,95612	16,29686	Sedimentprobe, leg. M. D.
	Triesting-Au Umgebung Quellteich	47,95612	16,29686	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Triestinggenist oberhalb Autümpel	47,95576	16,29695	Genistprobe, leg. O. M. & A. R.
	Grundwasseraustritte beim Autümpel	47,95601	16,29716	Sedimentprobe, leg. O. M. & A. R.
	Triesting b. Raiffeisenplatz	47,95751	16,30113	Genistprobe, leg. O. M. & A. R.
	Föhrenforst	47,95456	16,30168	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D., O. M. & A. R.
	Gartenteich Otto Moog	4795449	16,30192	Sedimentprobe + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Triesting b. d. Großheurigenbrücke	47,95902	16,30527	Genistprobe, leg. O. M. & A. R.
	Geburtstags-Au	47,96140	16,30654	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Weiher bei Geburtstagswald	47,96140	16,30654	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Bahnschottergrube	47,95643	16,30785	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Au bei Geburtstagswald	47,96052	16,30785	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Sonnenblumenfeld	47,95720	16,31540	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Gemeindeschottergrube	47,94511	16,31644	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Sommergerste – Urbanuskapelle	47,95720	16,31690	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Weizen – Urbanuskapelle	47,95680	16,31770	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Sommergerste – Aussichtspyramide	47,95720	16,31800	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Rhabarber bei Knötzlhalle	47,95790	16,31980	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Energiewald Schneider	47,96148	16,32349	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Krautgärten – Schilfbestand	47,96258	16,32630	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Krautgärten - „Goldlacke"	47,96192	16,32687	Genistprobe, leg. O. M. & A. R.
	Krautgärten – Entwässerungsgraben	47,96169	16,32697	Sedimentprobe, leg. O. M. & A. R.
	Föhrenforst	47,93345	16,33168	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Fläche am Rand des Föhrenforstes	47,93325	16,33170	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Naturdenkmal Trockenrasen	47,93243	16,33217	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Trockenrasen Naturdenkmal	47,93243	16,33217	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Piesting beim Radfahrsteg	47,93189	16,33237	Genistprobe, leg. O. M. & A. R.
	Piesting-Au linksufrig bei ND	47,93221	16,33243	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Trockenrasen außerhalb Naturdenkmal	47,93316	16,33263	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Übergangsfläche Naturdenkmal - Piesting-Ufer	47,93252	16,33269	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Piesting-Au beim Schreibpegel	47,93313	16,33298	Substrat + Handaufsammlung, leg. O. M. & A. R.
	Piesting-Au rechtsufrig bei ND	47,93252	16,33306	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Piesting (Mäander bis ND; BOKU-Datensatz)	47,93311	16,33323	Sedimentprobe, leg. O. M.
	Piesting Mäander	47,93365	16,34969	Sedimentprobe, leg. O. M. & A. R.
	Piesting Mäander	47,93365	16,34969	Genistprobe, leg. O. M. & A. R.
	Garten Otto Moog	47,95463	16,30153	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D., O. M. & A. R.
	Brache, Straße nach Blumau	47,93371	16,32631	Substrat + Handaufsammlung, leg. M. D.
	Werkskanal Triesting	47,95714	16,30123	Sedimentprobe, leg. O. M.

2021 fischpassierbar und mit ökologisch ausreichend bemessenem Restwasser dotiert sein wird.

Die Piesting entsteht im Gebiet von Gutenstein durch den Zusammenfluss des Klosterbaches mit der Steinapiesting und der Längapiesting. Im Oberlauf durchquert die Piesting (ein Fluss der vierten Ordnungszahl) die Bioregionen Kalkvoralpen und tritt ab Wöllersdorf in die östlichen Flach- und Hügelländer ein. Ab dem Pegel Wöllersdorf sinkt der Wasserdurchfluss der Piesting kontinuierlich ab, da der Fluss den zur Mitterndorfer Senke fließenden Grundwasserkörper speist. Die Größe des Einzugsgebietes beträgt 348,5 km^2. Im Gemeindegebiet von Tattendorf ist die ökomorphologische Situation der Piesting naturbelassen und weist keine nennenswerten anthropogenen Belastungen auf. Das Gewässer ist von einer durchgehenden Au umgeben und fällt durch seine naturnahe Linienführung auf, die sogar stellenweise zu Mäanderbildungen führt (Abb. 3). Im Oberliegerbereich wird allerdings das Flusswasser teilweise unterirdisch in einem Werkskanal geführt. Die untersuchte Gewässerstrecke reicht von der Straßenbrücke der Landesstraße LH 157 bis zum Steg in der Mäanderstrecke nach den Schießplätzen.

Krautgärten-Entwässerungsgraben: Der periodisch wasserführende Graben (Abb. 4) ist an der Grenze zwischen Tattendorf und Oberwaltersdorf, teils im Naturdenkmal Krautgärten, situiert. Das „Gerinne" wurde zur

Abb. 3: Piesting-Mäander. Foto: Otto Moog

Abb. 5: Autümpel in der Triesting-Au. Foto: Otto Moog

Entwässerung angelegt, steht aber auch mit dem zumeist trockengefallenen System der Goldlacke in Verbindung.

Der quellgespeiste „Autümpel“ befindet sich orographisch links der Triesting im Bereich der Oberen Au (Abb. 5). Bei Hochwässern wird er über einen im Augelände sichtbaren Graben dotiert. Das Gewässer ist durch den Auwald beschattet und wird als Fischteich genützt.

Grundwasser

Die Grundwasser-Quellaustritte befinden sich unterhalb des Areals des Autümpels am orographisch linken Böschungsfuß der Triesting. Die Wassertemperatur übersteigt auch im Sommer kaum die 12 Grad-Marke.

Künstliche Gewässer

Der Gießweiher (Abb. 6) befindet sich am Beginn der Geburtstags-Au und wurde als Wasserspeicher zum Gießen der Geburtstagsbäume und zur Naherholung ausgehoben und mit einer Teichfolie abgedichtet. Die Geburtstags-Au

Abb. 6: Der Gießweiher mit der Geburtstags-Au im Hintergrund. Foto: Otto Moog

Abb. 4: Vernässung in den Krautgärten bei hohem Grundwasserstand, mit dem Galeriewald des Entwässerungsgrabens im Hintergrund. Foto: Otto Moog

Abb. 7: Der Werkskanal der Triesting. Foto: Otto Moog

Tabelle 2: Auflistung der aquatischen Mollusken-Arten nach Lebensraum. RL = Rote Liste, FT = Fluss Triesting, FP = Fluss Piesting, SG = Stillgewässer, WK = Werkskanal, EG = Entwässerungsgraben, GW = Grundwasser.

aquatische Mollusken	**RL**	**FT**	**FP**	**SG**	**WK**	**EG**	**GW**
Pomacea sp. – Apfelschnecke				+			
Bithynia tentaculata (Linnaeus, 1758) – Gemeine Schnauzenschnecke	LC	+	+	+	+	+	
Potamopyrgus antipodarum (J. E. Gray, 1843) – Neuseeländ. Zwergdeckelschnecke	NE	+	+	+	+		
Bythiospeum sp. – Höhlendeckelschnecke		+	+				+
Alzoniella sp. – Zwergquellschnecke		+					+
Hauffenia sp. – Zwergrundmundschnecke		+	+				+
Bythinella cf. *austriaca* (Frauenfeld, 1856) – Österreichische Quellschnecke	NT	+	+				+
Bythinella cf. *cylindrica* (Frauenfeld, 1856) – Zylindrische Quellschnecke	CR	+		+			+
Valvata cristata O. F. Müller, 1774 – Flache Federkiemenschnecke	LC	+	+	+	+	+	
Valvata piscinalis ssp.		+					
Acroloxus lacustris (Linnaeus, 1758) – Teichnapfschnecke	NT	+		+			
Galba truncatula (O. F. Müller, 1774) – Kleine Sumpfschnecke, Leberegelschnecke	LC	+	+	+		+	
Stagnicola turricula (Held, 1836) – Schlanke Sumpfschnecke	NT			+			
Radix balthica (Linnaeus, 1758) – Eiförmige Schlammschnecke	LC	+	+		+		
Radix labiata (Rossmässler, 1835) – Gemeine Schlammschnecke	LC	+	+	+			
Lymnaea stagnalis (Linnaeus, 1758) – Spitzhorn(schnecke)	LC	+		+	+		
Physella acuta (Draparnaud, 1805) – Spitze Blasenschnecke	NE	+	+		+		
Gyraulus albus (O. F. Müller, 1774) – Weißes Posthörnchen	NT	+					
Gyraulus chinensis (Dunker, 1848) – Chinesisches Posthörnchen	NE	+					
Gyraulus parvus (Say, 1817) – Amerikanisches Posthörnchen	NE	+	+				
Gyraulus crista (Linnaeus, 1758) – Zwerg-Posthörnchen	LC	+		+			
Gyraulus sp.		+					
Planorbis carinatus O. F. Müller, 1774 – Gekielte Tellerschnecke	LC					+	
Planorbis planorbis (Linnaeus, 1758) – Gemeine Tellerschnecke	LC	+	+			+	
Anisus spirorbis (Linnaeus, 1758) – Gelippte Tellerschnecke	VU		+				
Anisus septemgyratus (Rossmässler, 1835) – Enggewundene Tellerschnecke	LC		+				
Anisus vortex (Linnaeus, 1758) – Scharfe Tellerschnecke	LC	+					
Hippeutis complanatus (Linnaeus, 1758) – Linsen-Tellerschnecke	VU	+	+	+	+		
Ancylus fluviatilis O. F. Müller, 1774 – Flussnapfschnecke	LC	+	+				
Planorbarius corneus (Linnaeus, 1758) – Posthornschnecke	LC			+		+	
Planorbidae gen. sp.		+					
Ferrissia californica (Rowell, 1863) – Flache Mützenschnecke	LC	+		+			
Unio crassus cytherea Küster, 1833 – Gemeine Flussmuschel	CR		+				
Sphaerium sp.		+					
Pisidium amnicum (O. F. Müller, 1774) – Große Erbsenmuschel	VU		+				
Pisidium casertanum (Poli, 1791) – Gemeine Erbsenmuschel	LC	+	+	+			
Pisidium globulare Westerlund, 1873 – Sumpf-Erbsenmuschel	DD	+		+			
Pisidium nitidum Jenyns, 1832 – Glänzende Erbsenmuschel	LC	+	+	+			
Pisidium milium Held, 1836 – Eckige Erbsenmuschel	LC	+		+			
Pisidium moitessierianum Paladilhe, 1966 – Winzige Falten-Erbsenmuschel	LC	+					
Pisidium obtusale (Lamarck, 1818) – Stumpfe Erbsenmuschel	LC	+		+			
Pisidium personatum Malm, 1855 – Quell-Erbsenmuschel	LC					+	
Pisidium subtruncatum Malm, 1855 – Schiefe Erbsenmuschel	LC	+	+				
Pisidium sp.		+	+				

liegt am nordöstlichen Rand des bebauten Gebietes und dient der Pflanzung der Geburtstags Bäume. Bereits 1998 wurde – anlässlich des 60. Geburtstages von Altbürgermeister Erich Schneider – ein landwirtschaftlich genutztes Gemeindegrundstück zur Pflanzung von Geburtstagsbäumen für jedes neugeborene Tattendorfer Kind bereitgestellt. Der Geburtstagsbaum soll den Tattendorfer „Jungbürger“ an die Verbundenheit und die Verwurzelung mit seinem Heimatort erinnern. In der Gemeinschaft mit den anderen Bäumen werden Entwicklung, Wachstum, Nachbarschaft, Gemeinschaft und das friedliche Nebeneinander symbolisiert.

Der Gartenteich befindet sich auf einem Privatgrundstück in der Josef-Czachs-Straße und ist mit einer Teichfolie abgedichtet.

Der Werkskanal (Abb. 7) verläuft orographisch rechts der Triesting und führt drei Kleinkraftwerken das Kraftwasser zu. Fast im gesamten Gemeindegebiet Tattendorfs weist der Werkskanal eine gestreckte Linienführung auf.

Terrestrische Lebensräume

Auwälder und Vernässungszonen

Zur repräsentativen Erhebung wurde die Molluskenfauna der Auwälder durch sieben Standorte in der Piesting-Au und acht Standorte in der Triesting-Au belegt.

In der Piesting-Au wurden forstwirtschaftlich nicht genutzte Flächen des Auwaldes beidseits der Straßenbrücke der Landesstraße LH 157 bis zum Steg in der Mäanderstrecke untersucht. Während die Baumvegetation entlang der Uferböschungen überwiegend Elemente der weichen

Abb. 8: Totholz in der Triesting-Au. Foto: Otto Moog

Au enthält, setzen sich mit Entfernung vom Fluss die Bäume des übrigen Augeländes aus Elementen der harten Au zusammen.

Die Triesting-Au setzt sich aus zwei Teilgebieten zusammen. Die Au westlich der Landesstraße LH 157 wird als obere Triesting-Au, jene im Osten als untere Triesting-Au bezeichnet. Der überwiegende Teil der Triesting-Auen wird nur bei extremen Hochwässern überflutet. Der Baumbestand setzt sich daher aus Elementen der harten Au zusammen (Eschen, Hainbuchen, Ahorne, Ulmen, Eichen). Ein Teil der unteren Au ist das Areal der Geburtstags-Au mit dem Gießweiher. Die Schwerpunkte der Aufsammlungen konzentrierten sich auf das forstwirtschaftlich nicht genutzte Gebiet der Gemeindeauen mit einem hohen Anteil an Totholz (Abb. 8).

Der Flurname Krautgärten bezeichnet ein teilweise baumbestandenes Feuchtareal im Grenzgebiet zwischen

Abb. 9: Fläche am Rand des Föhrenforstes. Foto: Otto Moog

Tattendorf und Oberwaltersdorf. Ein Teil davon ist als Naturdenkmal ausgewiesen (Feuchtgebiet Oberwaltersdorf-Tattendorf); früher hatten die Bewohner beider Ortschaften hier Flächen für Krautgärten angelegt. Auf alten Karten wird der Feuchtcharakter dieses Gebietes noch deutlicher, da von einer Quelle in Tattendorf ein Bachlauf nach Nordosten und später Norden nach Oberwaltersdorf eingezeichnet ist. Dieses mittlerweile ausgetrocknete Fließsystem ist bei sehr hohem Grundwasserstand, starken Regenereignissen bzw. Schneeschmelze noch mit Wasser beschickt (Abb. 4), welches aber zumeist keine Strömung aufweist.

Forste

Unter dem Terminus Forste werden in dieser Arbeit gepflanzte Waldanlagen zusammengefasst, unabhängig davon, ob diese der Erholung dienen, Ausgleichsflächen darstellen oder als Wirtschaftswälder genutzt werden. Insgesamt wurden vier Standorte untersucht: Ein etwa 55 Jahre alter Föhrenwald beim Naturdenkmal Trockenrasen

Abb. 10: Ackerflächen. Foto: Otto Moog

Tabelle 3: Auflistung der terrestrischen Mollusken-Arten nach Lebensraum. RL = Rote Liste, AT = Auwald Triesting, AP = Auwald Piesting, Rö = Röhricht, TR = Trockenrasen, Fo = Forst, Ga = Garten, AB = Acker und Brache.

Landschnecken, Teil 1	**RL**	**AT**	**AP**	**Rö**	**TR**	**Fo**	**Ga**	**AB**
Carychium minimum O. F. Müller, 1774 – Bauchige Zwerghornschnecke	LC	+	+	+				
Carychium tridentatum (Risso, 1826) – Schlanke Zwerghornschnecke	LC	+	+	+				
Succinea putris Draparnaud, 1801 – Aufgeblasene Bernsteinschnecke	LC	+	+					
Oxyloma elegans (Risso, 1826) – Schlanke Bernsteinschnecke	LC		+	+		+		
Succinella oblonga (Draparnaud, 1801) – Kleine Bernsteinschnecke	LC		+	+				
Cochlicopa lubrica (O. F. Müller, 1774) – Gemeine Glattschnecke	LC	+	+	+				
Cochlicopa lubricella (Rossmässler, 1834) – Kleine Glattschnecke	VU	+	+	+	+			
Sphyradium doliolum (Bruguiere, 1792) – Kleine Tönnchenschnecke	LC	+						
Vallonia costata (O. F. Müller, 1774) – Gerippte Grasschnecke	LC	+	+	+	+			
Vallonia enniensis (Gredler, 1856) – Feingerippte Grasschnecke	EN	+	+	+			+	+
Vallonia excentrica Sterki, 1893 – Schiefe Grasschnecke	LC	+	+					
Vallonia pulchella (O. F. Müller, 1774) – Glatte Grasschnecke	LC	+	+	+	+		+	+
Acanthinula aculeata (O. F. Müller, 1774) – Stachelige Streuschnecke	LC	+	+					
Pupilla muscorum (Linnaeus, 1758) – Gemeines Moospüppchen	NT	+	+	+			+	
Pupilla sp.		+						
Granaria frumentum (Draparnaud, 1801) – Wulstige Kornschnecke	VU	+	+		+	+		
Columella edentula (Draparnaud, 1805) – Zahnlose Windelschnecke	LC	+	+					
Truncatellina cylindrica (A. Ferussac, 1807) – Gemeine Zylinderwindelschnecke	NT	+	+	+	+	+	+	
Vertigo alpestris Alder, 1838 – Alpen-Windelschnecke	LC			+				
Vertigo angustior Jeffreys, 1830 – Schmale Windelschnecke	LC	+	+	+				
Vertigo antivertigo (Draparnaud, 1801) – Sumpf-Windelschnecke	NT			+				
Vertigo pusilla O. F. Müller, 1774 – Linksgewundene Windelschnecke	LC		+	+				
Vertigo pygmaea (Draparnaud, 1801) – Gemeine Windelschnecke	LC	+	+	+		+		
Merdigera obscura (O. F. Müller, 1774) – Kleine Vielfraßschnecke	LC	+	+			+		
Chondrula tridens (O. F. Müller, 1774) – Dreizähnige Vielfraßschnecke	CR	+	+					
Cecilioides acicula (O. F. Müller, 1774) – Gemeine Blindschnecke	NT	+	+		+			
Cecilioides petitiana (Benoit, 1862) – Pannonische Blindschnecke	CR	+						
Cochlodina laminata (Montagu, 1803) – Glatte Schließmundschnecke	LC	+	+			+		
Macrogastra ventricosa (Draparnaud, 1801) – Bauchige Schließmundschnecke	LC	+						
Laciniaria plicata (Draparnaud, 1801) – Faltenrandige Schließmundschnecke	LC	+				+		
Alinda biplicata (Montagu, 1803) – Gemeine Schließmundschnecke	LC	+	+		+			
Punctum pygmaeum (Draparnaud, 1801) – Gerippte Punktschnecke	LC	+	+	+	+	+		
Lucilla scintilla (R. T. Lowe, 1852) – Grünliche Scheibchenschnecke		+						
Lucilla singleyana (Pilsbry, 1889) – Glänzende Scheibchenschnecke	LC	+						
Discus perspectivus (M. Mühlfeld, 1816) – Gekielte Knopfschnecke	NT	+	+					
Discus rotundatus (O. F. Müller, 1774) – Gefleckte Knopfschnecke	LC	+	+					
Vitrea subrimata (Reinhardt, 1871) – Enggenabelte Kristallschnecke	LC	+	+					
Vitrea contracta (Westerlund, 1871) – Weitgenabelte Kristallschnecke	LC	+	+					
Vitrea crystallina (O. F. Müller, 1774) – Gemeine Kristallschnecke	LC	+	+					
Euconulus fulvus (O. F. Müller, 1774) – Hellbraunes Kegelchen	LC		+					
Zonitoides nitidus (O. F. Müller, 1774) – Glänzende Dolchschnecke	LC	+	+					
Daudebardia rufa (Draparnaud, 1805) – Rötliche Schlundschnecke	LC	+	+					
Daudebardia brevipes (Draparnaud, 1805) – Kleine Schlundschnecke	LC	+						
Oxychilus cellarius (O. F. Müller, 1774) – Keller-Glanzschnecke	LC			+				
Oxychilus draparnaudi (H. Beck, 1837) – Große Glanzschnecke	LC	+	+	+				+
Morlina glabra (Rossmässler, 1835) – Wald-Glanzschnecke	LC	+	+					
Mediterranea inopinata (Ulicny, 1887) Grab-Glanzschnecke	LC		+		+			
Aegopinella nitens (Michaud, 1831) – Weitmündige Glanzschnecke	LC	+	+	+	+			
Aegopinella pura (Alder, 1830) – Kleine Glanzschnecke	LC	+	+					
Nesovitrea hammonis (Ström, 1765) – Braune Streifen-Glanzschnecke	LC		+	+				
Aegopis verticillus (Lamarck, 1822) – Wirtelschnecke	LC	+						

Landschnecken, Fortsetzung	RL	AT	AP	Rö	TR	Fo	Ga	AB
Vitrina pellucida (O. F. Müller, 1774) – Kugelige Glasschnecke	LC	+	+		+	+		
Limax sp. (Schälchen)		+		+				
Limax maximus Linnaeus, 1758 – Tigerschnegel	LC						+	
Limacus flavus (Linnaeus, 1758) – Bierschnegel	VU						+	
Deroceras reticulatum (O. F. Müller, 1774) – Genetzte Ackerschnecke	LC						+	
Deroceras sturanyi (Simroth, 1894) – Hammerschnegel	NE						+	
Deroceras sp. (Schälchen)				+	+			
Arion vulgaris Moquin-Tandon, 1855 – Spanische Wegschnecke	NE	+	+		+	+	+	+
Fruticicola fruticum (O. F. Müller, 1774) – Gemeine Strauchschnecke	LC	+	+					
Helicodonta obvoluta (O. F. Müller, 1774) – Riemenschnecke	LC	+				+		
Euomphalia strigella (Draparnaud, 1801) – Große Laubschnecke	LC	+						
Monacha cartusiana (O. F. Müller, 1774) – Kartäuserschnecke	NT		+	+	+	+	+	+
Trochulus hispidus (Linnaeus, 1758) – Gemeine Haarschnecke	LC	+	+	+				
Trochulus striolatus ssp.			+					
Petasina edentula subleucozona (Westerlund, 1889) – Zahnlose Haarschnecke	LC	+						
Petasina subtecta (Polinski, 1929) – Samt-Haarschnecke	NT	+						
Petasina unidentata (Draparnaud, 1805) – Einzähnige Haarschnecke	LC	+						
Helicopsis austriaca E. Gittenberger, 1969 – Österreichische Heideschnecke	CR		+		+			
Hygromia cinctella (Draparnaud, 1801) – Kantige Laubschnecke	NE	+	+					
Pseudotrichia rubiginosa (Rossmässler, 1838) – Behaarte Laubschnecke	EN		+					
Monachoides incarnatus (O. F. Müller, 1774) – Inkarnatschnecke	LC	+	+					
Urticicola umbrosus (C. Pfeiffer, 1828) – Schatten-Laubschnecke	LC	+	+					
Xerolenta obvia (Menke, 1828) – Östliche Heideschnecke	LC	+	+	+	+	+	+	+
Arianta arbustorum (Linnaeus, 1758) – Gemeine Baumschnecke	LC	+	+					
Cepaea hortensis (O. F. Müller, 1774) – Garten-Bänderschnecke	LC	+	+	+		+	+	
Caucasotachea vindobonensis (C. Pfeiffer, 1828) – Gerippte Bänderschnecke	NT	+	+	+	+	+	+	+
Cornu aspersum (O. F. Müller, 1774) – Gefleckte Weinbergschnecke	NE	+					+	
Helix pomatia Linnaeus, 1758 – Weinbergschnecke	LC	+	+	+	+	+	+	+

Tattendorf, dessen südlich exponierter Waldrand, eine 1989 gesetzte und als Energiewald genutzte Pappelpflanzung nahe der Grenze zu Oberwaltersdorf und die seit 1998 durchgeführten Pflanzungen in der Geburtstags-Au.

Der Energiewald ist eine Pappelpflanzung in der Verlängerung des St. Laurent Wanderweges und reicht bis fast an die Grenze zu Oberwaltersdorf.

Der Föhrenforst beim Naturdenkmal Trockenrasen (Abb. 9) geht auf eine Pflanzung nach Einstellung des Weidebetriebes Mitte der 1960er Jahre zurück. Das Areal liegt zwischen der Zufahrtstraße zu den Schießplätzen, dem Güter-, Rad- und Wanderweg „In die Ebene“ und der Nordgrenze des Naturdenkmals Trockenrasen. Der Wald ist im Besitz der Tattendorfer Agrargemeinschaft. Die Bäume stehen sehr dicht, viele leiden unter Trockenheit und Krankheiten.

Abb. 11: Naturdenkmal „Trockenrasen“. Foto: Otto Moog

Die Fläche am Rand des Föhrenforstes liegt zwischen dem Föhrenwald und der Nordgrenze des Naturdenkmals Trockenrasen (Abb. 9). Das Areal ist im Besitz der Tattendorfer Agrargemeinschaft.

Äcker/Brachen

Im Zuge der Schneckenkartierungen wurden fünf Äcker entlang des St. Laurent-Weinwanderweges sowie eine Bracheﬂäche zwischen Piesting-Au und Blumauerstraße dokumentiert. Die Ackerflächen waren zum Zeitpunkt der Kartierung mit folgenden Nutzpflanzen bestanden: Sonnenblumen, Sommergerste, Weizen, Rhabarber (Abb. 10).

Trockenrasen

Das Naturdenkmal „Trockenrasen“ (Abb. 11) befindet sich etwa vier Kilometer südöstlich des Ortszentrums von Tat-

tendorf und ist linkerhand der von Tattendorf nach Pottendorf führenden Landesstraße LH 157 vor dem Uferbegleitwald der Piesting situiert. Das Areal ist ein ehemaliges Weidegebiet, das trotz der seit fünf Jahrzehnten eingestellten Weidenutzung noch immer als Heide vorliegt und nicht wie in anderen Gebieten flächig von Bäumen und Sträuchern überwachsen wurde. Obwohl einige größere Gebüschgruppen vorhanden sind, spricht diese Tatsache für einen „echten", primären Trockenrasencharakter des Standortes. Die hier vorkommenden Sande sind wohl Ablagerungen früherer großer Hochwässer.

Die Fläche nordöstlich des Naturdenkmals „Trockenrasen" ist im Besitz der Tattendorfer Agrargemeinschaft und befindet sich im Nordosten des Naturdenkmals und ist von diesem durch eine kleine Robinienpflanzung getrennt.

Der Trockenrasen „Gemeindeschottergrube" befindet sich linksseitig der Pottendorferstraße. Die stillgelegte Gemeindeschottergrube diente bis vor 2017 als Schießplatz und Bogensport-Parcours. Große Teile dieses Areals sind ein wertvoller sekundärer Trockenrasen.

Der kleine Trockenrasen „Bahnschottergrube" ist eine stillgelegte Schottergrube aus der Zeit des Baues der Aspangbahn mit diversen späteren Nutzungen als Weide und Deponiefläche. Das Areal befindet sich südlich des Lagerhauses und Bahnhofes Tattendorf. Gegenwärtig wird die Bahnschottergrube als „Naturspielplatz" und Erholungsort genutzt. Am Trockenrasen findet keine Nutzung statt.

Naturgarten

Als Beispiel eines naturnahe belassenen bzw. ausgestalteten Gartens wurde eine knapp 2000 m² große Fläche zur Untersuchung ausgewählt, welche die Auszeichnungen des Landes Niederösterreich mit der „Natur im Garten" Plakette und von Global 2000 mit der „Nationalpark Garten" Plakette erhielt. Diese Anerkennungen werden nur dann vergeben, wenn der Gartenbesitzer sich an strenge

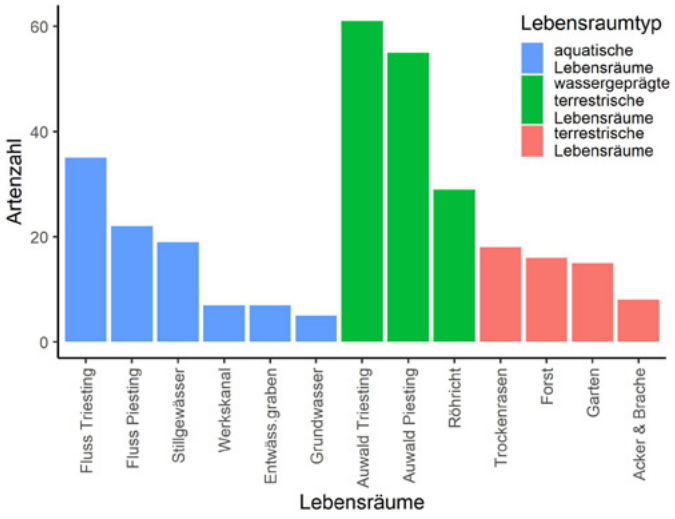


Abb. 12: Gesamt-Artenzahlen der 13 Lebensräume.

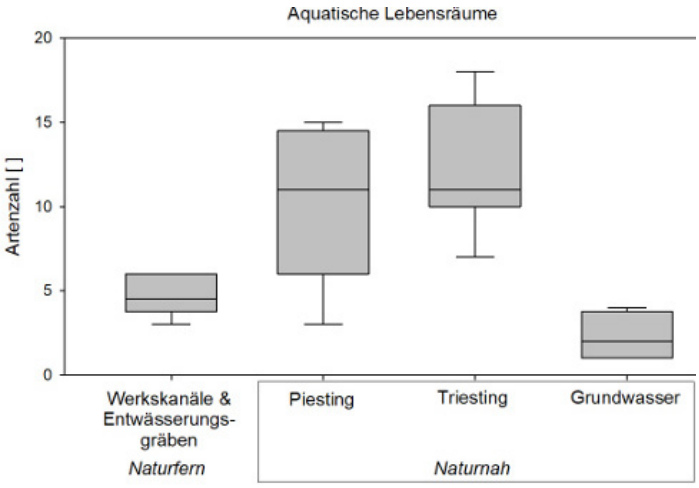


Abb. 13: Boxplot der Artenzahlen einzelner aquatischer Lebensräume.

Regeln zur nachhaltigen Gestaltung und Pflege hält (kein Kunstdünger, keine Pestizide, kein Torf, keine Neophyten, „wilde Ecken" etc.).

Ergebnisse

Insgesamt konnten im Tattendorfer Gemeindegebiet 122 Mollusken-Taxa nachgewiesen werden, die sich auf 78 Landschnecken, 32 Wasserschnecken und 12 Muscheln verteilen (Tabellen 2 und 3).

Innerhalb der Wasserschnecken- und Muschelfauna zeigte sich die höchste Artenmannigfaltigkeit in den beiden Fließgewässern Triesting und Piesting, wobei die Triesting insgesamt zwar mehr Arten (35) beherbergte als die Piesting (22) (Abb. 12). In Bezug auf die Mittelwerte der einzelnen Standort-Befundungen lagen beide Flüsse mit etwa 11 Arten gleichauf (Abb. 13). Die höchsten Gesamtartenzahlen an Landschnecken erreichten die Auwälder mit 61 Arten in der Triesting-Au und 55 Arten in der Piesting-Au, gefolgt vom Röhricht. Der naturnahe Garten und die Trockenrasen-Standorte führen die terrestrischen Lebensräume an, gefolgt von Forsten und Äckern (Abb. 12).

Diskussion

Aquatische Lebensräume

Natürliche Fließgewässer

Im Gemeindegebiet von Tattendorf weisen die Fließgewässersysteme der Triesting und der Piesting die höchsten Artenzahlen mit 96 respektive 77 Taxa auf. Als Fließgewässersysteme werden in diesem Zusammenhang die aquatischen Lebensräume (Flüsse, Quellen, Tümpel) inklusive der von ihnen abhängigen Landlebensräume (Auen) aufgefasst.

Auf den eigentlichen Flusslauf begrenzt wurden 35 Arten in der Triesting und 22 Arten in der Piesting nach-

gewiesen. Zu den beständigsten Flussschnecken der Triesting und Piesting zählen die in Österreich weit verbreiteten Schlammschnecken *Radix balthica* und *Radix labiata* und die Flussnapfschnecke *Ancylus fluviatilis*. Bemerkenswert ist das Vorkommen eines guten Dutzend Posthornschnecken-Arten (Planorbidae), wie etwa die gefährdeten Arten Linsen-Tellerschnecke (*Hippeutis complanatus*) und Gelippte Tellerschnecke (*Anisus spirorbis*).

Die im Tattendorfer Gemeindegebiet nachgewiesenen 32 Wasserschnecken- und 12 Muschel-Arten entsprechen etwa einem Drittel der aus Österreich bekannten aquatischen Mollusken-Arten (Reischütz et al. 2017). Unter den 12 Muscheltaxa findet sich die „gefährdete" Große Erbsenmuschel *Pisidium amnicum*. In der Piesting werden immer wieder alte Schalenfragmente der „vom Aussterben bedrohten" Bachmuschel *Unio crassus cytherea* gefunden (CR = Critically Endangered, Reischütz & Reischütz 2007). Im Zuge der eigenen Kontrollgänge zwischen Mäanderstrecke und Landesstraßenbrücke wurden keine lebenden Exemplare entdeckt. Es bleibt zu klären, ob im restlichen Tattendorfer Piestinglauf noch eine Restpopulation vorhanden ist (Mrkvicka 2020).

Stillgewässer

In den drei Stillgewässern trat die dritthöchste Vielfalt mit 19 Arten auf (Abb. 12). Davon konnten im Autümpel der Oberen Triesting-Au 11 Arten, im Gießweiher der Geburtstags-Au 6 und im Gartenteich 8 Arten gefunden werden.

Die verhältnismäßig hohe Zahl standortfremder beziehungsweise gebietsfremder Arten (Neozoa) in künstlichen Gewässern wie Gießweiher und Gartenteich lässt sich durch Einschleppungen mit Wasserpflanzen erklären. Zusätzlich werden offensichtlich auch „Überschusstiere", wie etwa die tropische Apfelschnecke *Pomacea* sp., von Aquarianern ausgesetzt.

Abb. 15: Links: Zwergquellschnecke (*Alzoniella* sp.). Rechts: Höhlendeckelschnecke (*Bythiospeum* sp.). Maßstabsleiste entspricht jeweils 1 mm. Fotos: Michael Duda

Ein unbestrittener Vorteil der Folienteiche liegt in der Tatsache, dass angesichts der in Österreich seit Jahrzehnten ständig abnehmenden Zahl an natürlichen Feuchtgebieten und Stillgewässern (Weiher, Tümpel, Lacken) die gefährdete Stillwasserfauna in künstlichen „Biotopen" eine sekundäre Heimat findet. Zu den nennenswerten Funden zählen die Spitzhornschnecke *Lymnaea stagnalis*, die größte österreichische Wasserschnecke (Abb. 14) und die nicht mehr so häufig in der Natur anzutreffenden Schlanke Sumpfschnecke (*Stagnicola turricula*), eine Art der Vorwarnliste (NT).

Grundwasser

Mit 5 Arten erbrachten die Grundwasseraustritte entlang der Triesting und die Grundwasserarten in den Genistfun-

Abb. 14: Spitzhornschnecke (*Lymnaea stagnalis*) im Gießweiher. Foto: Otto Moog

Abb. 16: Zwergrundmundschnecke (*Hauffenia* sp.). Maßstabsleiste entspricht 1 mm. Foto: Michael Duda

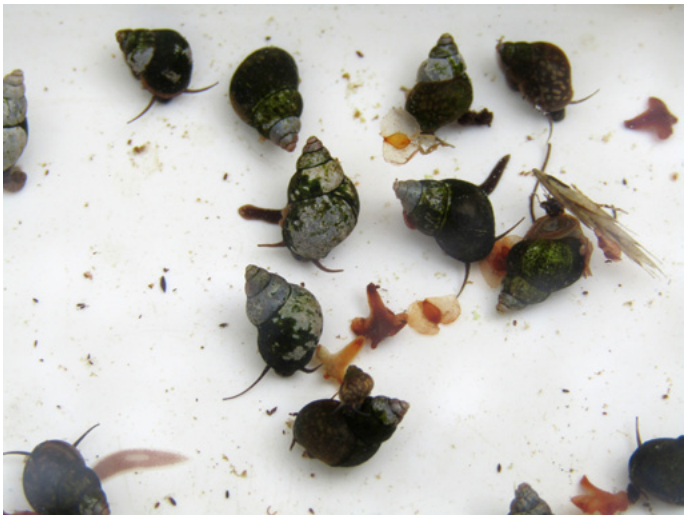


Abb. 17: Schnauzenschnecken (*Bithynia tentaculata*) aus dem Gartenteich. Foto: Otto Moog

den zwischen Autümpel und Quellaustritten entlang der Triesting-Böschung sowie die Nachweise in Genisten beim Piesting-Mäander eine überraschende Vielfalt. Eine völlig unerwartete wissenschaftliche Sensation sind dabei die ab 2013 erbrachten Nachweise echter Quell- und Grundwasserschnecken, die man in diesem Gebiet nicht vermutet hätte. Dazu zählen eine Zwergdeckelschnecke *Alzoniella* sp. (Abb. 15), eine Höhlendeckelschnecke *Bythiospeum* sp. (Abb. 15), die Österreichische Quellschnecke *Bythinella* cf. *austriaca*, die Zylindrische Quellschnecke *Bythinella* cf. *cylindrica* und eine Zwergrundmundschnecke *Hauffenia* sp. (Abb. 16). Reischütz et al. (2016) berichten, dass diese Funde das bekannte Verbreitungsgebiet beträchtlich erweitern und zeigen, dass auch die Schotterkörper der Donauzuflüsse im Wiener Becken von einer unterirdischen Molluskenfauna besiedelt werden.

Mit Ausnahme der beiden Quellschnecken der Gattung *Bythinella* leben die übrigen Arten fast ausschließlich unterirdisch. Meist findet man nur Leerschalen im Bodengrund von Quellen und Genisten von Fließgewässern. Lebende Exemplare treten nur vereinzelt auf, wenn sie aus Quellen ausgeschwemmt werden. Da die Schalen der einzelnen Grundwasserschnecken-Arten nur schwer unterscheidbar sind, ist eine sichere Bestimmung nur molekulargenetisch möglich, was allerdings aufgrund der äußerst seltenen Funde lebender Tiere kaum umsetzbar ist. Aus diesem Grund beschränken wir uns in vorliegender Arbeit auf die Angabe des Gattungsnamens. Aber selbst auf diesem taxonomischen Niveau ist darauf hinzuweisen, dass Meldungen von Vertretern dieser Grundwasserschnecken-Gattungen sehr spärlich sind (Reischütz et al. 2016). Bereits die am wenigsten gefährdeten Vertreter der Gattungen *Bythiospeum* und *Hauffenia* wurden in der aktuellen Roten Liste (Reischütz & Reischütz 2007) als „stark gefährdet“ (Endangered) eingestuft. Die meisten österreichischen Vertreter dieser beiden Gattungen mussten jedoch als „vom Aussterben bedroht“ (Critically Endangered) oder „Ausgestorben“ (Extinct) eingestuft werden. Vor einer Klärung der verwandtschaftlichen Verhältnisse innerhalb der Gattungen und der Zugehörigkeit der Tattendorfer Populationen, bleibt eine Bewertung zwar spekulativ, es muss jedoch von einer hohen Gefährdungskategorie ausgegangen werden. Ein Grund für deren hohen Gefährdungsgrad liegt darin, dass viele Vertreter Lokal-Endemiten sind, also nur in einer oder wenigen Quellen oder Grundwasserkörpern in einem eng begrenzten Gebiet vorkommen. Für *Alzoniella* sp. wird hier, wie bei *Alzoniella hartwigschuetti* (P.L. Reischütz, 1983), „Gefährdung droht“ (Near Threatened) angenommen.

Werkskanal und Entwässerungsgraben

Die geringsten Artenzahlen aquatischer Standorte treten in anthropogen geschaffenen Fließgewässern wie dem Triesting-Werkskanal und dem Entwässerungsgraben entlang der Grenze zur Gemeinde Oberwaltersdorf auf. Hier sind nur jeweils 7 Arten belegt.

Im Werkskanal finden sich außer der seltenen und gefährdeten Linsen-Tellerschnecke (*Hippeutis complanatus*) vor allem wenig sensitive Arten, darunter zwei sehr unempfindliche gebietsfremde Schnecken: die Spitze Blasenschnecke (*Physella acuta*) und die – oft in sehr hohen Individuenzahlen auftretende – Neuseeländische Zwergdeckelschnecke (*Potamopyrgus antipodarum*).

Im Gegensatz zur rheophilen Fauna des Werkskanals spiegeln die Mollusken des Entwässerungsgrabens die vom Grundwasserstand abhängige zumeist lenitisch-stagnierende Strömungs-Situation wider. Neben der Posthornschnecke (*Planorbarius corneus*) finden sich mit *Planorbis planorbis* und *P. carinatus* noch zwei weitere Posthornschnecken (Planorbidae), die Leberegelschnecke (*Galba truncatula*) und die in Tattendorf stellenweise nicht seltene Gemeine Schnauzenschnecke (*Bithynia tentaculata*) (Abb. 17) und die Flache Federkiemenschnecke (*Valvata cristata*). Im Entwässerungsgraben befindet sich auch der einzige Fundort der Quell-Erbsenschnecke (*Pisidium personatum*), einer kalkbedürftigen Art, die auf kühle Biotope angewiesen ist. Die Verbindung des Grabens zum Grundwasser und die schmale Zeile gewässerbegleitender Bäume sind der ideale Lebensraum für diese Muschel (Zettler & Glöer 2006).

Terrestrische Standorte

Auwälder und Vernässungszonen

Der Waldanteil im Gemeindegebiet Tattendorfs beträgt 6,71 %. Davon nehmen die Auwälder der Piesting und der Triesting den weitaus überwiegenden Teil ein.

Die Piesting-Au befindet sich an der Grenze von Tattendorf zu Pottendorf, der Fluss selbst liegt zur Gänze auf Tattendorfer Grund. Mit Ausnahme einer Schießsport-

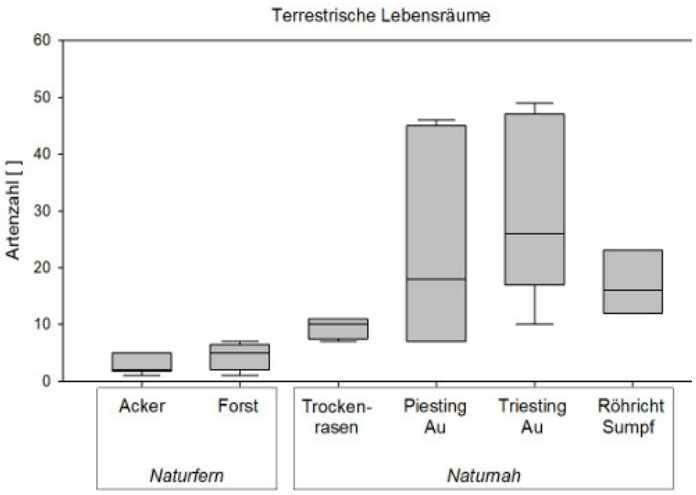


Abb. 18: Boxplot der Artenzahlen einzelner terrestrischer Lebensräume.

anlage und Jagdeinrichtungen ist der flussnahe Kern-Bereich der Piesting-Au weitgehend unberührt, und der Fluss kann über weite Strecken eine naturnahe Linienführung und Morphologie entwickeln. Die Dynamik der Bettbildung ist gegeben und streckenweise bilden sich auch Mäander, Schlingen oder Bögen aus. Die Triesting, im Herzen des Siedlungsgebietes gelegen, wurde bereits zu Beginn der Industrialisierung des Triestingtales im 19. Jahrhundert hauptsächlich zum Antrieb von Industriemaschinen, später zur Stromerzeugung benutzt und zum Hochwasserschutz nachhaltig reguliert. Als Resultat ist ihre heutige Bettgeometrie trapezförmig und die Linienführung gestreckt. Der überwiegende Teil des Flusswassers wurde über einen Werkskanal zu drei Kleinkraftwerken geleitet. Seit 2017 wird über das Restwasserkraftwerk „Dumbaschnecke“ (samt Fischaufstiegshilfe) die Triesting mit ökologisch ausreichendem Restwasser dotiert. Trotz dieser Maßnahmen haben sich ansehnliche Auwaldreste

Abb. 19: Riemenschnecke (*Helicodonta obvoluta)* mit ihrer typischen Behaarung. Foto: Otto Moog ©

Abb. 20: Links: Dreizähnige Vielfraßschnecke (*Chondrula tridens*). Rechts: Österreichische Heideschnecke (*Helicopsis austriaca*). Fotos: Reinhard Baumgartner ©

erhalten, die (fast) durch das gesamte Ortsgebiet erhalten blieben.

Die Landschnecken-Fauna beider Auen ist sehr ähnlich, insgesamt kommen 65 Landschneckenarten vor, davon in den Triesting-Auen 61, in den Piesting-Auen 55 (Abb. 18). Die autochthone Molluskenfauna der Auen ist von einer Waldgemeinschaft geprägt, z. B. die Riemenschnecke *Helicodonta obvoluta* (Abb. 19) und die Wirtelschnecke *Aegopis verticillus* In den Bodenproben und Genisten lassen sich aber auch Schnecken anderer Standorte nachweisen. Die in den oben genannten Zahlen nicht berücksichtigten Wasserschnecken werden etwa bei größeren Hochwässern in die Auen eingeschwemmt. Bei frischen Schalenfunden der Dreizähnigen Vielfraßschnecke *Chondrula tridens* (Abb. 20) und der Österreichischen Heideschnecke *Helicopsis austriaca* (Abb. 20) in Genisten handelt es sich wohl um Abschwemmungen von Feld- und Gewässerrändern, die für höchst gefährdete Arten einen Lebensraum bieten können. Am Beispiel der Stierwiese an der Triesting und im orografisch linken Bereich des Piesting-Mäanders reichen die landwirtschaftlich genutzten Flächen bis an die Flussufer.

Zur weiteren Dokumentation wassergeprägter terrestrischer Lebensräume wurden auch eine (bis Oberwaltersdorf reichende) Röhrichtzone und ein mit Ufervegetation bestandener Entwässerungsgraben untersucht. Von insgesamt 30 Arten im Röhricht zählt nur eine Art zu den Wassermollusken. Faunistisch und naturschutzfachlich besonders erwähnenswert ist hier ein Massenvorkommen der Schmalen Windelschnecke *Vertigo angustior*, einer Art des Anhangs II der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie. Das Gebiet gehörte früher zu einem Quellbachsystem, das rezent nur bei Schneeschmelze oder starken Regengüssen durch aufsteigendes Grundwasser bemerkbar ist.

Da das ehemalige Quellgebiet Teil einer ökologischen Ausgleichsfläche für Windkraftanlagen ist, hat dieses Areal – entsprechendes Lebensraummanagement vorausgesetzt – ein sehr großes Potential als Rückzugsgebiet für viele Arten.

Forste

Mit nur einer Art, der Weinbergschnecke *Helix pomatia*, das am geringsten von Mollusken besiedelte Gebiet war der kleine Schwarzföhrenforst beim Naturdenkmal „Trockenrasen". Dieser Standort hat ein ausgeprägt trockenwindiges Kleinklima, das für Mollusken kaum geeigneten Lebensraum bietet. Am etwas aufgelichteten Waldrand zum Naturdenkmal hin wurden 5 Arten gefunden, drei Trockenrasenarten und 2 synanthrope Arten. Sieben Schneckenarten traten im Pappelforst auf, neben einer Waldart (*Merdigera obscura*) aber nur trockenheitsgebundene bzw. synanthrope Arten. Die im Vergleich zum Föhrenforst hohe Artenzahl lässt sich wohl durch den hier vorhandenen Unterwuchs und damit höheren Humusgehalt und Windschutz erklären.

Bei zwei Besuchen der Geburtstags-Au wurden 7 Schneckenarten belegt. Somit weisen die Forststandorte eine geringe Artenzahl zwischen 1 und 7 Schneckenarten auf, durchschnittlich traten 4 Arten pro untersuchtem Standort auf (Abb. 18). Insgesamt sind für die Forststandorte 16 Arten nachgewiesen. Diese, im Vergleich zu den Artenzahlen der einzelnen Standorte hohe Artenzahl, resultiert aus der großen Unterschiedlichkeit der Untersuchungsflächen, die eine breite Palette von extrem trockenen Standorten bis teilweise sehr feuchten Flächen überstreichen. Die geringe Zahl von Schneckenarten in der immerhin aus heimischen und standortgerechten Bäumen zusammengesetzten Pflanzung in der Geburtstags-Au ist wohl ein Resultat der Tatsache, dass dieses Areal regelmäßig gemäht wird, daher strukturarm bleibt und sich kein Unterwuchs entwickeln kann.

Äcker/Brachen

Die Schnecken-Kartierung von fünf Äckern sowie der Ackerbrache erbrachte eine sehr niedrige Artenzahl. Auf den einzelnen Flächen der Sonnenblumen-, Sommergerste-, Weizen-, und Rhabarberfelder fanden sich 1 bis 5 Schnecken-Arten, im Mittel 3. In Summe wurden 8 Arten nachgewiesen. Dieser Befund bestätigt, dass in monotonen Lebensräumen generell nur artenarme Tiergesellschaften zu finden sind. Mit Ausnahme der „Spanischen" Wegschnecke (*Arion vulgaris*), die immer wieder ins Auge stach, waren auf den Äckern nur sehr wenige Landschneckenarten zu beobachten. Die Mehrzahl davon zählt zu „Allerweltsarten", die man in Tattendorf häufig findet wie zum Beispiel Östliche Heideschnecke, Gerippte Bänderschnecke oder Weinbergschnecke. Je nach Intensität der Beregnung treten feuchtigkeitsliebende (etwa Große Glanzschnecke *Oxychilus draparnaudi*) oder trockenheitsliebende (etwa Kartäuserschnecke *Monacha cartusiana*) Arten auch auf den Äckern auf.

Interessant ist der Nachweis einer Leerschale der Feingerippten Grasschnecke (*Vallonia enniensis*) im Rhabarberfeld, einer stark gefährdeten Rote-Liste-Art. Da diese Spezies auf einem Acker nicht überleben könnte, liegt der Schluss nahe, dass sie aus dem Boden ausgeackert wurde.

Zusammengefasst ergibt sich, dass die landwirtschaftlich genutzten Flächen, die den größten Flächenanteil im Gemeindegebiet haben, die geringste Artenvielfalt aufweisen. Ohne diese wichtige Lebensgrundlage schmälern zu müssen, sollte man versuchen, eine höhere Biodiversität durch die Schaffung kleinflächiger naturnaher Randstreifen und eines Biotopverbundes zu erreichen. Einer – im Zuge dieser Arbeit nicht vorgenommenen – Untersuchung solcher Zonen, etwa bestehender Ackerrandstreifen oder Grünstreifen zwischen Weingärten, käme für die Planung und Umsetzung eines Biotopverbundes für weniger mobile Organismen große Bedeutung zu.

Trockenrasen

Tattendorfs Trockenrasenflächen sind malakologisch vergleichsweise gut dokumentiert, da die Erhebung der Landschneckenfauna dieser Standorte eine wichtige Basis für ein fachlich umfassend fundiertes Trockenrasen-Management des erst 2014 unter Schutz gestellten Naturdenkmals „Trockenrasen" in Tattendorf bietet. Ausführliche Informationen zu diesem Naturdenkmal finden sich bei Moog et al. (2019), zu dessen Schneckenfauna bei Duda et al. (2019) und zum Trockenrasen-Management bei Drozdowski et al. (2019).

Die höchste Artenzahl (14) und der höchste Anteil xerothermer Arten (10) wurden am Naturdenkmal Trockenrasen beobachtet. Die Österreichische Heideschnecke *Helicopsis austriaca* (Abb. 20), die Art von allerhöchstem Schutzbedarf, findet sich nur an diesem Standort und dessen nördlicher Ausdehnung; allerdings konnte dieser niederösterreichische Endemit (Duda et al. 2018) nur anhand von sehr alten Leerschalen und Fragmenten nachgewiesen werden. Lebende Individuen konnten trotz intensiver Suche nicht nachgewiesen werden, die nächsten Lebendvorkommen liegen nur 1,5 km entfernt.

Zusätzlich zum Naturdenkmal wurden noch vier weitere Trockenrasenflächen auf Tattendorfer Gemeindegebiet untersucht, um die generelle Bedeutung dieser gefährdeten Biotoptypen und ihre Rolle als Teil eines Biotopverbundes verschiedener Schutzgebiete zu verstehen. An diesen Trockenrasenstandorten wurden zwar weniger Arten gefunden, trotzdem übersteigen deren Anzahl sowie der Anteil an Xerothermophilen die von anderen Trockenrasen der Umgebung gemeldete Artenzahl (Duda et al. 2019). Dieser erfreuliche Befund legt nahe, diese wertvollen Landschaftsrelikte in ein langfristiges Pflegekonzept

aufzunehmen, um ihre ökosystemaren Dienstleistungen zu stärken und erhalten (vergleiche Duda 2016).

Auf der Fläche nordöstlich des Naturdenkmals „Trockenrasen“ wurden 8 Arten, darunter Leerschalen und Fragmente der Österreichischen Heideschnecke *Helicopsis austriaca* sowie 5 weitere xerothermophile Arten angetroffen.

Im Trockenrasen „Gemeindeschottergrube“ fanden sich 10 Schneckenarten, darunter 5 xerothermophile Arten. Aus naturschutzfachlicher Sicht bemerkenswert ist der mehrfache Fund von Schneckenhäusern der Östlichen Heideschnecke *Xerolenta obvia*, welche von der gefährdeten Springspinne *Pellenes nigrociliatus* bewohnt werden (Hörweg & Mrkvicka 2016, Drozdowski et al. 2020).

Der kleine Trockenrasen „Bahnschottergrube“ liegt in einer stillgelegten Schottergrube aus der Zeit des Baues der Aspangbahn mit diversen späteren Nutzungen als Weide und Deponiefläche. Das Areal befindet sich südlich des Lagerhauses und Bahnhofes Tattendorf.

Als besondere Arten der Trockenrasen sind folgende Arten anzuführen: Die Kleine Glattschnecke (*Cochlicopa lubricella*) die sich selbst an sehr trockenen und heißen Standorten aufhalten kann. Die Wulstige Kornschnecke (*Granaria frumentum*), eine „gefährdete“ mittel- und osteuropäische Charakterart sonniger Gras- und Felsfluren sowie trockenen, steppenartigen Geländes. Sie ist in Österreich lückenhaft verbreitet und kommt im Osten des Landes in Trocken- und Halbtrockenrasen wieder häufiger vor. Die Gerippte oder Wiener Bänderschnecke (*Caucasotachea vindobonensis*) (Abb. 21) bewohnt ein breites Spektrum an offenen, trockenen Lebensräumen, welches von Trockenrasen bis hin zu lichten Wäldern reicht. Bei großer Trockenheit klettert sie auf Sträucher, Bäume und höhere Gräser, um der Bodenhitze zu entgehen. In Österreich ist sie in der Osthälfte des Landes, und hier vor allem im Flach- und Hügelland verbreitet. Die besonders an Trockenheit angepasste Östliche Heideschnecke (*Xerolenta obvia*) ist in Österreich weit verbreitet. Auch sie überdauert Hitzeperioden an höheren Kräutern und Büschen angeheftet.

Abb. 21: Gerippte oder Wiener Bänderschnecke (*Caucasotachea vindobonensis*). Foto: Otto Moog ©

Abb. 22: Bierschnegel (*Limacus flavus*). Foto: Otto Moog ©

Naturgarten

Interessanterweise war trotz der Naturnähe die Artenzahl mit 15 Landschnecken und 8 Wasserschnecken (im Folienteich) überschaubar. Allerdings fanden sich einige typische xerothermophile Arten, darunter die Östliche Heideschnecke (*Xerolenta obvia*), die Kartäuserschnecke (*Monacha cartusiana*), die Gerippte Bänderschnecke (*Caucasotachea vindobonensis*) und die Zylinderwindelschnecke (*Truncatellina cylindrica*), die den standorttypischen Trockenrasencharakter dieser Gartenfläche unterstreichen.

Zusätzlich konnten hier der gefährdete Bierschnegel (*Limacus flavus*) (Abb. 22) sowie die stark gefährdete Feingerippte Grasschnecke (*Vallonia enniensis*) beobachtet werden.

Naturnahe und naturferne Standorte

Eine wesentliche Motivation zur Durchführung vorliegender Studie war die Möglichkeit, das Potential dieser Bioindikatoren für Prozesse einer nachhaltigen Landschaftsentwicklung und Raumplanung einzusetzen. Tattendorf befindet sich im „Speckgürtel“ der Bundeshauptstadt Wien, Gewerbegebiete entstehen, die Bevölkerung wächst (vor allem durch Zuzug) ständig, der Landverbrauch steigt, durch den Klimawandel ändern sich landwirtschaftliche Bewirtschaftungsformen. Flächenwidmung und Raum-

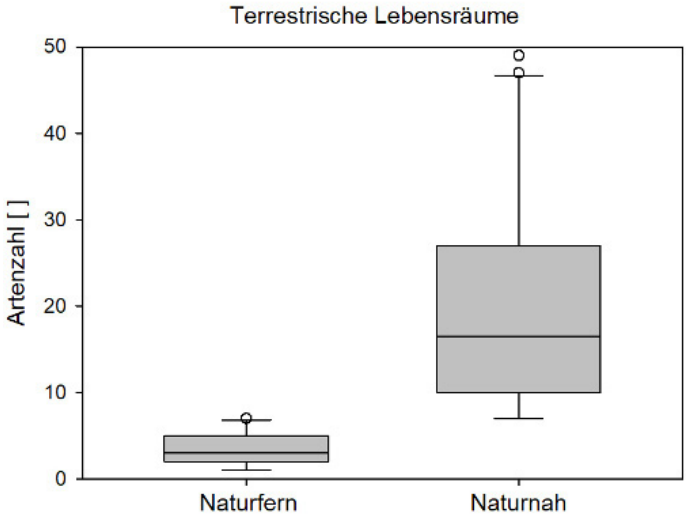


Abb. 23: Boxplot von Artenzahlen naturnaher und naturferner terrestrischer Lebensräume.

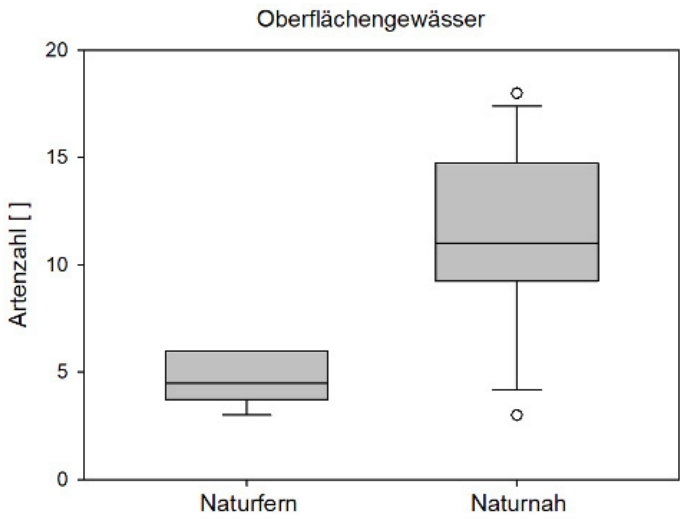


Abb. 24: Boxplot von Artenzahlen naturnaher und naturferner aquatischer Lebensräume.

ordnung müssen auf solidem Wissen basieren, dazu zählt u.a. die Kenntnis der Ist-Situation und der Einflüsse des Menschen auf die Lebensräume eines Gemeindegebietes.

Die Natürlichkeit/Naturnähe oder die Naturferne eines Standortes ist eines der zentralen Fachkriterien für ökologisch fundierte Entscheidungen. Um die Eignung der Mollusken als Indikatoren des anthropogenen Einflusses aufzuzeigen, wurden die 41 Standorte in zwei Hemerobie-Stufen unterteilt: Naturnahe und naturferne Standorte. Die Auswertung erfolgt für aquatische und terrestrische Lebensräume getrennt.

Die graphischen Auswertungen (Abb. 23 & 24) zeigen einen deutlichen Unterschied der Artenzahlen von naturfernen und naturnahen Standorten. Sowohl terrestrische als auch aquatische Lebensräume weisen an naturfernen Standorten deutlich weniger Arten auf. In den naturfernen Fließgewässern (Werkskanal und Entwässerungsgraben) beträgt der Mittelwert aus sechs Befundungen nur 41 % der Artenzahlen in naturnahen Strecken der Triesting (sieben Befundungen) und der Piesting (fünf Befundungen). In absoluten Zahlen ausgedrückt finden sich knapp 12 Molluskenarten in naturnahen und etwa 4 Arten in naturfernen Fließgewässern. Noch größer ist der Unterschied in der Artenvielfalt bei terrestrischen Standorten. In naturnahen Habitaten (etwa Auwäldern) finden sich fast siebenmal mehr Arten. In der Piesting- und Triesting-Au betrugen die mittleren Artenzahlen pro Standort 23 bzw. 28 Arten. Vom Menschen sehr stark geprägte, naturferne Lebensräume wie etwa Äcker, Brachen und Forste weisen hingegen bloß durchschnittlich 3 bis vier Arten auf. Allerdings gibt es auch natürliche artenarme Ökosysteme, da deren Umweltbedingungen nur gewissen, hoch angepassten Lebensraumspezialisten ein Refugium bieten, zum Beispiel Trockenrasenflächen oder das Grundwasser.

Neozoa

Mit 12 Arten (ca. 10 % der festgestellten Taxa), liegt die Anzahl der eingeschleppten Arten (Neozoen) im landesüblichen Durchschnitt (Reischütz 2005). Diese zwölf Neozoen verteilen sich zu je 6 Arten auf die Wasserschnecken und Landschnecken. Es wurden keine eingeschleppten Muscheln nachgewiesen. Unter den Wasserschnecken kurios ist die tropische Apfelschnecke *Pomacea* sp., die aber bei unseren derzeitigen Klimaverhältnissen einen Winter im Freien nicht überleben kann. Die Neuseeländische Zwergdeckelschnecke *Potamopyrgus antipodarum* kommt oft in unglaublichen Individuendichten (teilweise zigtausende Tiere pro Quadratmeter) vor und stellt so zumindest eine Nahrungskonkurrenz für heimische Arten dar. Zurzeit wird beobachtet, wie diese invasive Art immer weiter in die Quellbereiche der Fließgewässer eindringt (Reischütz & Reischütz 2017). Die Folgen für die heimische Quellfauna sind derzeit noch nicht abschätzbar.

Die unter den Landschnecken wohl bekannteste eingeschleppte Art ist die „Spanische“ oder, seit die Klärung ihrer Herkunft einen Schritt näher gerückt ist, wohl besser Gemeine Wegschnecke *Arion vulgaris*. Neben der Vernichtung unserer Gemüsepflanzen vermag es diese Art durch Nahrungskonkurrenz und Fressen der Gelege anderer Schneckenarten, ganze Schneckenzönosen zu verändern. Im Raum Wien bereits problematisch, aber auch in Tattendorf schon in Einzelexemplaren nachgewiesen, ist die Gefleckte Weinbergschnecke *Cornu aspersum*, deren Parasiten, wie auch bei anderen Schneckenarten, eine Gefahr für Haustiere darstellen können (Fischer 2020). Die in Tattendorf stellenweise massenhaft auftretende Kantige Laubschnecke *Hygromia cinctella*, im Wiener Becken oftmals die häufigste Land-Gehäuseschnecke, ist in rascher Ausbreitung begriffen und dringt auch schon in Alpentäler vor (Reischütz & Reischütz 2020).

Rote Liste Arten

Rote Listen gefährdeter Arten sind ein wichtiges Instrument der Umweltkontrolle. Daher ist die Rote-Liste-Kategorie der Tattendorfer Schnecken- und Muschelarten den Artenlisten (Tab. 2 und 3) beigefügt. Die Angabe der Gefährdungskategorien richtet sich nach der IUCN-konformen Abkürzung: vom Aussterben bedroht (Kategorie CR; Critically Endangered); stark gefährdet (Kategorie EN; Endangered); gefährdet (Kategorie VU; Vulnerable); Gefährdung droht (Kategorie NT; Near Threatened); ungefährdet (Kategorie LC; Least Concern) und nicht eingestuft (Kategorie NE; Not Evaluated). Die letztgenannte Kategorie wird bei eingeschleppten Arten angewendet.

Insgesamt treten in Tattendorf 14 Arten der drei höchsten Gefährdungsstufen auf, das entspricht 11,5 % aller nachgewiesenen Arten. 6 Arten davon sind gefährdet (VU), 3 Arten stark gefährdet und 5 Arten vom Aussterben bedroht. Vom Aussterben bedrohte Arten konnten nur in den Auen und Fließgewässern (Piesting und Triesting), den Grundwasseraustritten, dem Autümpel und den Trockenrasen nachgewiesen werden. Auf die einzelnen Arten wird hier nicht näher eingegangen, da sie bereits in der Beschreibung der Lebensräume diskutiert wurden. Der 11,5 % Anteil an Rote-Liste-Arten in Tattendorf scheint auf den ersten Blick im Vergleich zur österreichischen Molluskenfauna gering, führen doch Reischütz & Reischütz (2007) in der aktuellen Roten Liste 35 % der österreichischen Schnecken-Arten und 37 % der Muschel-Arten als gefährdet nach den VU-EN-CR Kriterien an. Allerdings ist ein simpler Vergleich der Prozentanteile von Rote-Listen-Arten irreführend, da ein großer Teil dieser hochgradig gefährdeten Arten Endemiten oder Lebensraum-Spezialisten mit einem sehr kleinen Verbreitungsgebiet sind.

Tabelle 4: Überblick über die Anzahl und den Gefährdungsgrad der bedrohten Arten in den einzelnen Lebensräumen (*vergleiche Diskussion).

Lebensraum	NT	VU	EN	CR
Acker & Brache	2	0	1	0
Forst	3	1	0	0
Garten	4	1	1	0
Trockenrasen	4	2	0	1
Auwald Piesting	6	2	2	2
Auwald Triesting	6	2	1	2
Röhricht	5	1	1	0
Stillgewässer	2	1	0	1
Grundwasser*	1	0	0	1
Fluss Piesting	1	3	0	1
Fluss Triesting	3	1	0	1
Werkskanal	0	1	0	0
Entwässerungsgraben	0	0	0	0
Summe	12	6	3	5

Obwohl üblicherweise nur die drei genannten Kategorien zur Beurteilung des Gefährdungsgrades der spezifischen Arten der Lebensräume herangezogen werden, wurde auch die Vorwarnstufe „Gefährdung droht“ (Kategorie NT; Near Threatened) in Tabelle 4 aufgenommen. Dieser Stufe gehören 12 Arten der Tattendorfer Molluskenfauna an.

Biotopverbund

Als aktive „vielfalt**leben**-Gemeinde“ ist Tattendorf bestrebt, die Artenvielfalt im Gemeindegebiet zu erhalten und zu fördern. Was die Wasserwege anbelangt, erreicht Tattendorf durch den Einbau von Fischaufstiegshilfen bis 2021 die Fischpassierbarkeit in der Triesting. Auch in Bezug auf die Auwälder ist Positives zu berichten. Mit sehr wenigen Lücken, die mit geringem Aufwand geschlossen werden könnten, ziehen sich die Auen als grünes Band entlang der Triesting und der Piesting durch das Gemeindegebiet.

Ebenso ist für fliegende xerotherme Insekten die Situation zufriedenstellend, da im Gemeindegebiet entlang der NW-SO Achse eine „Kette“ von Trockenrasenflächen entweder unter Schutz gestellt (z. B. Naturdenkmal Trockenrasen) oder von intensiven, biodiversitätsfeindlichen Nutzungen befreit ist. Diese Gebiete erfordern eine regelmäßige Pflege, die seit einigen Jahren in Zusammenarbeit von Kultur- und Verschönerungsverein Tattendorf, Landschaftspflegeverein Thermenlinie-Wienerwald-Wiener Becken, Gemeinde Tattendorf, Agrargmeinschaft Tattendorf und Landwirten erfolgt. Im Sinn der „Trittsteintheorie“ ist es somit zahlreichen mobileren Arten möglich, die Verbindung zwischen dem Leithagebirge, dem Raum Großmittel/Steinfeld (Natura 2000-Gebiet Steinfeld) und dem Alpenostrand entlang der Thermenlinie (Natura 2000-Gebiet Wienerwald-Thermenregion – Leobersdorf, Bad Vöslau, Gainfarn, Baden, Pfaffstätten, Gumpoldskirchen, Mödling bis hin nach Perchtoldsdorf) aufrecht zu erhalten.

Das gilt für ungeflügelte oder weniger mobile Tiere, also auch die Schnecken, leider nicht. Sie brauchen zur Erhaltung der genetischen Vielfalt ihrer Populationen ausreichend große Lebensräume beziehungsweise ein Verbundsystem zwischen geeigneten Lebensräumen oder Vektoren wie Weidetiere, die einen Transport zwischen den Gebieten ermöglichen.

Danksagung

Wir bedanken uns herzlichst bei Christine Reischütz für Korrekturen des Manuskripts, bei Bernhard Zeiringer, Johannes Schmidt und Josef Harl für ihre wertvolle Unterstützung bei der elektronischen Datenverarbeitung und bei Reinhard Baumgartner für die Bereitstellung von Bildern.

Literatur

Drozdowski I., Duda M., Eis R., Mitterer K., Moog O., Mrkvicka A.C., Panrok A., Reischütz A., Sauberer N., Schuh R., Steiner A., Tista M. & Zettel H. (2019): Ein differenziertes Pflegekonzept für das Naturdenkmal „Trockenrasen" in Tattendorf (Niederösterreich). Biodiversität und Naturschutz in Ostösterreich – BCBEA 4(2): 205–213.

Drozdowski I., Mrkvicka A.C. & Hörweg C. (2020): Weitere Funde der gefährdeten Springspinne *Pellenes nigrociliatus* (Simon, 1875) in Niederösterreich und im Burgenland (Araneae: Salticidae). Biodiversität und Naturschutz in Ostösterreich – BCBEA 5(2): 89-93.

Duda M. (2016): The efficiency of landscape management on selected thermophilous land snails – a small-scale report from the vineyard area in northern Vienna. eco. mont 8(2): 22–31.

Duda M., Haring E., Bieringer G., Eschner A., Mrkvicka A. & Mason K. (2018): Taxonomic reassessment of *Helicopsis austriaca* Gittenberger, 1969 and its relationships to *Helicopsis striata* (O.F. Müller, 1774) and *Helicopsis hungarica* (Soos & H. Wagner, 1935) (Eupulmonata: Helicoidea). Journal of Molluscan Studies 84(4): 432–450.

Duda M., Moog O. & Reischütz A. (2019): Die Molluskenfauna von Tattendorfer Trockenrasenstandorten. Biodiversität und Naturschutz in Ostösterreich – BCBEA 4(2): 183–191.

Fischer W. (2020): Beiträge zur Kenntnis der österreichischen Molluskenfauna LXVI. *Cornu aspersum* (O.F. Müller 1774) – ein Problem für die österreichische Fauna? Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 27: 25–28.

Hörweg C. & Mrkvicka A.C. (2016): Bemerkenswerte Funde der gefährdeten Springspinne *Pellenes nigrociliatus* (Simon, 1875) an der Thermenlinie in Niederösterreich mit einer Übersicht der bisher veröffentlichten Daten aus Ostösterreich (Araneae: Salticidae). Biodiversität und Naturschutz in Ostösterreich – BCBEA 2/2: 143–147.

Lozek V. (1964): Quartärmollusken der Tschechoslowakei. Rozpravy ustredniho ustavu geologickeho 31: 1–374.

Mitterer J. (2014): Wenn Spuren von Menschen zur Geschichte werden. Chronik Tattendorf, Teil 1, 363 pp.

Moog O., Schmidt-Kloiber A., Ofenböck T. & Gerritsen J. (2001): Aquatische Ökoregionen und Bioregionen Österreichs – eine Gliederung nach geoökologischen Milieufaktoren und Makrozoobenthos-Zönosen. Wasserwirtschaftskataster, Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft, Wien, 106 pp.

Moog O., Drozdowski I., Mrkvicka A.C., Panrok A., Reinfrank D., Sauberer N. & Steiner A. (2019): Das Naturdenkmal „Trockenrasen" in Tattendorf – ein Hotspot der Biodiversität. Biodiversität und Naturschutz in Ostösterreich – BCBEA 4(2): 96–105.

Mrkvicka A.C. (2020): Zur Situation von *Unio crassus cytherea* im Wienerwald und dessen Umgebung. Arianta 8: 1–5.

Reischütz A. & Reischütz P.L. (2007): Rote Liste der Weichtiere (Mollusca) Österreichs. In: Zulka K.P.: Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs Teil 2: Kriechtiere, Lurche, Fische, Nachtfalter, Weichtiere. Grüne Reihe 14(2): 363–433, Böhlau Verlag, Wien.

Reischütz A. & Reischütz P.L. (2017): Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna Niederösterreichs, XLVIII. *Bythiospeum* cf. *geyeri* (Fuchs 1925) und *Potamopyrgus antipodarum* (J.E. Gray 1843) (Gastropoda: Hydrobiidae) syntop in einer Quelle. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 24: 9–10.

Reischütz A. & Reischütz P.L. (2020): Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna von Niederösterreich und Wien, LXIV. Zur Ausbreitung von *Hygromia cinctella* (Draparnaud 1801) (Gastropoda: Hygromiidae) im südlichen Wiener Becken. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 27: 15–20.

Reischütz A., Reischütz P.L. & Fischer W. (2016): Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna Niederösterreichs XLIV. Einige Funde von *Bythiospeum* Bourguignat 1882 (Mollusca: Gastropoda: Hydrobiidae) in Niederösterreich. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 23: 3–5.

Reischütz A., Reischütz P.L., Moog O. & Nesemann H.F. (2017): Mollusca: Gastropoda. In Moog O. & Hartmann A. (Hrsg.): Fauna Aquatica Austriaca, 3. Edition 2017. BMLFUW, Wien: 17 pp.

Reischütz P.L. (1999): Beiträge zur Kenntnis der Molluskenfauna Niederösterreichs. 16. Erfahrungen mit befeuchtetem Karton bei Aufsammlungen von Landschnecken (cardboard trapping) im Waldviertel, Niederösterreich (auch über den Aussagewert „quantitativer" Methoden in der Malakozoologie). Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 7: 40–45.

Reischütz P.L. (2005): Weichtiere. In: Wallner R.M.: Aliens – Neobiota in Österreich. Grüne Reihe des Lebensministeriums 15: 157–170, Böhlau Verlag Wien.

Tattendorf (2020a): https://www.tattendorf.at/gemeinde/umwelt.html; abgerufen am 20.10.2020.

Tattendorf (2020b): https://www.tattendorf.at/gemeinde/umwelt/auszeichnungen.html; abgerufen am 20.10.2020.

Wimmer R. & Moog O. (1994): Flussordnungszahlen österreichischer Fließgewässer. Monographien des Umweltbundesamtes Bd. 51: 581 pp.

Zettler M.L. & Glöer P. (2006): Zur Ökologie und Morphologie der Sphaeriidae der Norddeutschen Tiefebene. Heldia 6 (Sonderh. 8): 1–61.

Arianta	Volume 8	38 – 57	Vienna, December 2020

Variation in mitochondrial sequences and shell morphology of *Clausilia dubia* Draparnaud, 1805 (Gastropoda: Clausiliidae) in eastern Austria

Katharina Mason[1,2], Helmut Sattmann[1,3], Anita Eschner[1], Michael Duda[1,3], Josef Harl[3,4], Luise Kruckenhauser[2,3], Christoph Leeb[3] & Elisabeth Haring[2,3]

[1] *3rd Zoological Department, Natural History Museum Vienna, Burgring 7, 1010 Vienna, Austria*
[2] *Department of Evolutionary Biology, University of Vienna, Althanstraße 14, 1090 Vienna, Austria*
[3] *Central Research Laboratories, Natural History Museum Vienna, Burgring 7. 1010 Vienna, Austria*
[4] *Institute of Pathology, University of Veterinary Medicine, Vienna, Veterinärplatz 1, 1210 Vienna, Austria*

Correspondence: katharina.mason@nhm-wien.ac.a

Abstract: A molecular systematic analysis based on the mitochondrial *cytochrome c oxidase subunit 1* (*COI*) gene as well as a morphometric analysis was performed in *Clausilia dubia* in eastern Austria. Altogether 170 individuals of *C. dubia* were analysed (142 included in the morphometric analysis, 143 in the molecular genetic analyses) representing 12 subspecies occurring in eastern Austria (Lower Austria and Vienna). The observed intraspecific diversity in the mitochondrial marker sequence was high, with *p* distances up to 22.2 %. In the phylogenetic tree *C. dubia* was divided into four clades, none of them, however, corresponding to any of the subspecies which appeared to be randomly distributed within the tree. Subspecific assignment was possible by combining several morphological characters including the qualitative ones. Yet, subspecies distribution ranges overlapped considerably and some morphotypes occurred sporadically in distant places. The PCA analysis of shell measurements did not differentiate the subspecies. The mean values of measurements of several subspecies differed, but there was a considerable overlap in the ranges of measurements in most subspecies. The only correlation detected was that shells tend to be smaller, more densely ribbed, and in general less variable in higher elevations. These findings imply that environmental factors (e.g., altitude) could partly explain the high conchological variability within *C. dubia*. Based on the present data there are no good arguments for the current subspecific classification of *C. dubia*, at least not in the region in Lower Austria and Vienna covered. Future investigations should include qualitative characters into morphological analyses. Moreover, population genetic analyses including also nuclear markers and comprising all subspecies over their entire distribution ranges should be performed.

Key words: Clausiliidae, subspecies, mitochondrial variation, shell measurements, conchological variation, Austria

Zusammenfassung: An ost-österreichischen Populationen der Gitterstreifigen Schließmundschnecke *Clausilia dubia* wurden sowohl molekularbiologische Untersuchungen basierend auf dem Cytochrom-C-Oxidase-Untereinheit-1-Gen (*COI*) als auch morphometrische Analysen durchgeführt. Insgesamt wurden 170 Individuen der Art untersucht, die 12 in Ost-Österreich (Niederösterreich und Wien) vorkommende Unterarten repräsentierten. Davon wurden 142 in die morphometrische Analyse einbezogen, 143 in die DNA-Analyse. Die beobachtete intraspezifische Diversität der mitochondriellen Markersequenz war hoch, mit p-Distanzen bis zu 22,2 %. Im phylogenetischen Baum war *C. dubia* in mehrere Linien (Clades 1 bis 4) unterteilt, von denen allerdings keine einer der Unterarten entsprach. Diese schienen zufällig innerhalb des Baumes verteilt zu sein. Eine subspezifische Zuordnung war möglich, indem mehrere morphologische Merkmale, einschließlich der qualitativen, kombiniert wurden. Die Verbreitungsgebiete der Unterarten überlappten jedoch erheblich, und einige Morphotypen traten sporadisch in von der Hauptverbreitung entfernten Gebieten auf. Eine Hauptkomponentenanalyse der Schalenmaße differenzierte die Unterarten nicht. Die Mittelwerte der Messungen mehrerer Unterarten waren unterschiedlich, bei den meisten Unterarten gab es jedoch erhebliche Überschneidungen der Messbereiche. Die einzige festgestellte Korrelation bestand darin, dass die Schalen mit steigender Meereshöhe tendenziell kleiner, dichter gerippt und im Allgemeinen weniger variabel waren. Diese Ergebnisse deuten darauf hin, dass Umweltfaktoren (z. B. Seehöhe) teilweise die hohe Schalenvariabilität innerhalb von *C. dubia* erklären könnten. Die momentan vorhandenen Daten unterstützen die Unterarten-Klassifizierung von *C. dubia* nicht, zumindest nicht im untersuchten Gebiet in Niederösterreich und Wien. Zukünftige Untersuchungen sollten qualitative Merkmale in die morphologischen Analysen einbeziehen sowie populationsgenetische Analysen, auch mit nukleären Markern und über das gesamte Verbreitungsgebiet von *C. dubia* umfassen.

Schlüsselwörter: Clausiliidae, Unterarten, mitochondriale Variation, Schalenmaße, Variation der Schalenmorphologie, Österreich

Introduction

The family Clausiliidae, belonging to the pulmonate land snails (Stylommatophora) is characterised by a complex clausiliar apparatus in the aperture, a unique feature among gastropods protecting the animals against dehydration and predation (Solem 1972, Gittenberger 1995). Clausiliidae are easily distinguishable from other land gastropods by their tower-shaped shell, which is usually left-coiled. But there are also exceptions, such as the subfamily Alopiinae with predominantly species with right-handed shell coiling. The family Clausiliidae currently includes nine subfamilies, 155 genera, and 1278 species (Nordsieck 2007) with a high number of subspecies per species compared to other gastropod families (Páll-Gergely et al. 2019). Clausiliidae are mainly distributed in Europe, Asia, and South America, but occur also in Africa (Kerney et al. 1983, Nordsieck 2007). Many clausiliid species prefer rocky habitats for which the slender shell provides a perfect adaptation allowing them to retreat into narrow rock crevices. The present study deals with *Clausilia dubia* Draparnaud, 1805, one of the four species of the genus *Clausilia* currently recognised for Austria. While in earlier literature mainly morphological features of the outer shell of the animals were used for the description and differentiation of *Clausilia* species (Ehrmann 1933, Ložek 1964, Kerney et al. 1983), the most recent overview of Nordsieck & Neubert (2002) considered almost exclusively differences in the clausiliar structures. The Craven door snail, *Clausilia dubia,* is a mainly calciphilous species preferably living on damp and shady rocks and stone walls (Kerney et al. 1983). In Austria it occurs from lowlands to high elevations (220 – 2260 m above sea level) (Klemm 1960).

The species has been known from numerous fossil findings since the Pliocene, where it occurred in roughly the same distribution area in Western and Central Europe as it does today (Kerney et al. 1983, Frank 2006). The high morphological variation and the considerable number of subspecies described within *C. dubia* [21 according to Bank & Neubert (2017)] make this species taxonomically challenging. The number of subspecies occurring in Austria differs depending on the literature: both in the CLECOM/MolluscaBase list (Falkner et al. 2000, Bank & Neubert 2017), as well as in the list of Klemm (1960) there are 14 subspecies recorded for Austria, while the 'Checklist of Austrian Molluscs' (Reischütz 1998, supplemented by Fischer 2015) lists 16 subspecies. Presently, altogether 17 subspecies occurring in Austria are mentioned in the available literature, 13 of which occur in Eastern Austria (Lower Austria and Vienna). These subspecies can be distinguished by the characters described in the literature (Klemm 1960, 1974) which are summarised comprehensively in Jaksch (2012). Yet, subspecies classification in Eastern Austria is problematic as in this relatively small area the distribution ranges of subspecies partially overlap (Klemm 1974). This is contradictory to the definition of subspecies as the combination of phenotypically similar populations of a species that inhabit a geographical subarea (of the species' distribution range) and differ morphologically from other populations of the species (Mayr 1969). Therefore, their delimitation appears doubtful.

Previous studies on *C. dubia*, depending on various morphological criteria, had led to different conclusions regarding the validity of the subspecies (Klemm 1960, Edlinger 1997, Frank 1997, Edlinger 2000, Edlinger & Fischer 2000, Nordsieck 2002). A critical reevaluation of the subspecies of *C. dubia* was done by Nordsieck (2002), who emphasised that clausiliids can mainly be determined based on clausiliar structures (Nordsieck & Neubert 2002, Nordsieck 2007). According to his new system, *C. dubia* is divided in two "major subspecies" only, *C. d. dubia* s. l. in the eastern range of the species and *C. d. vindobonensis* s. l. in the western part of the distribution. According to Nordsieck (2002), all other subspecies should be included into one of these two or should take an intermediate position between them. Indeed, Nordsieck (2002) classified some of the subspecies/populations treated here as intermediate.

In the present study, we reanalysed the results of Jaksch (2012) concerning morphological subspecies differentiation and phylogeography of *C. dubia* in Eastern Austria, the region where the majority of subspecies occur. Besides a morphometric analysis including twelve of the 13 occurring subspecies, we reanalysed the mitochondrial *cytochrome c oxidase subunit 1* (*COI*) data and present here the updated results. The following questions were addressed: (1) Is the subspecies division of *C. dubia* in Eastern Austria reflected in the mitochondrial gene tree? (2) Is there a geographic pattern in the genetic tree? (3) Can the subspecies be differentiated by a morphometric analysis? (4) If the morphometric analysis revealed any other groups, are they differentiated genetically?

Material and Methods

Samples of *C. dubia* were collected in the years 2005–2011 between May and October at 59 sampling sites (Appendix 1). These were located in seven mountainous regions at the margins of the Eastern Alps: Rax-Schneeberg Group, Gutenstein Alps, Ybbstal Alps, Prealps east of the Mur, Wienerwald, Waldviertel, and Wachau. Sampling sites were mostly limestone rocks, situated between 276 and 2024 m asl in Lower Austria and Vienna (Appendix 2). Twelve out of the 13 subspecies listed for Lower Austria were included in the present study: *C. d. dubia* Draparnaud, 1805; *C. d. bucculenta* Klemm, 1960; *C. d. gracilior* Clessin, 1887; *C. d. huettneri* Klemm, 1960; *C. d. kaeufeli*

Klemm, 1960; *C. d. moldanubica* Klemm, 1960; *C. d. obsoleta* Schmidt, 1857; *C. d. runensis* Tschapeck, 1883; *C. d. schlechtii* A. Schmidt, 1857; *C. d. speciosa* A. Schmidt, 1857; *C. d. steinbergensis* Edlinger, 2000; *C. d. tettelbachiana* Rossmässler, 1838; *C. d. vindobonensis* A. Schmidt, 1857. Only *C. d. steinbergensis* Edlinger, 2000 could not be included due to a lack of material. Examples of the subspecies are provided in Plates 1 and 2 in the Appendix. Whenever possible, type localities were sampled. The specimen list (Appendix 1) provides sampling sites, geographic regions, lab codes as well as inventory numbers of the specimens stored in the Mollusc Collection at the Natural History Museum Vienna (NHMW). Altogether 170 individuals of *C. dubia* were analysed, 142 of which were included in the morphometric analysis (only individuals with completely intact shells were investigated) and 143 in the molecular genetic analyses (in most cases, three individuals per locality; five for type localities). *Neostyriaca corynodes* (Held, 1836) served as outgroup in the DNA analysis. This sample was also collected in the course of our field excursions in Lower Austria (Appendix 1, Fig. 1).

Taxonomic classification

Since the characters used in the original descriptions and determination keys of *C. dubia* (Ehrmann 1933, Klemm 1960, Kerney et al. 1983, Ložek 1964) varied and also differed partially from Nordsieck's (2002) system emphasising on clausiliar structures, a comprehensive determination key was established by Jaksch (2012) including all available qualitative shell traits. Specimens were determined accordingly, and material (empty shells) of the Mollusc Collection of the NHMW was used for comparison. Of particular importance were specimens of the "Klemm Collection", and type material of the nominate form of *C. dubia* Draparnaud, 1805 and from several subspecies.

Molecular genetic analyses

For DNA extraction, the shell was carefully broken at the apex, as the soft body of the animals was in most cases withdrawn into the shell. A small piece of the foot was removed with sterile tweezers and used for DNA extraction, which was carried out in most cases with the GEN-

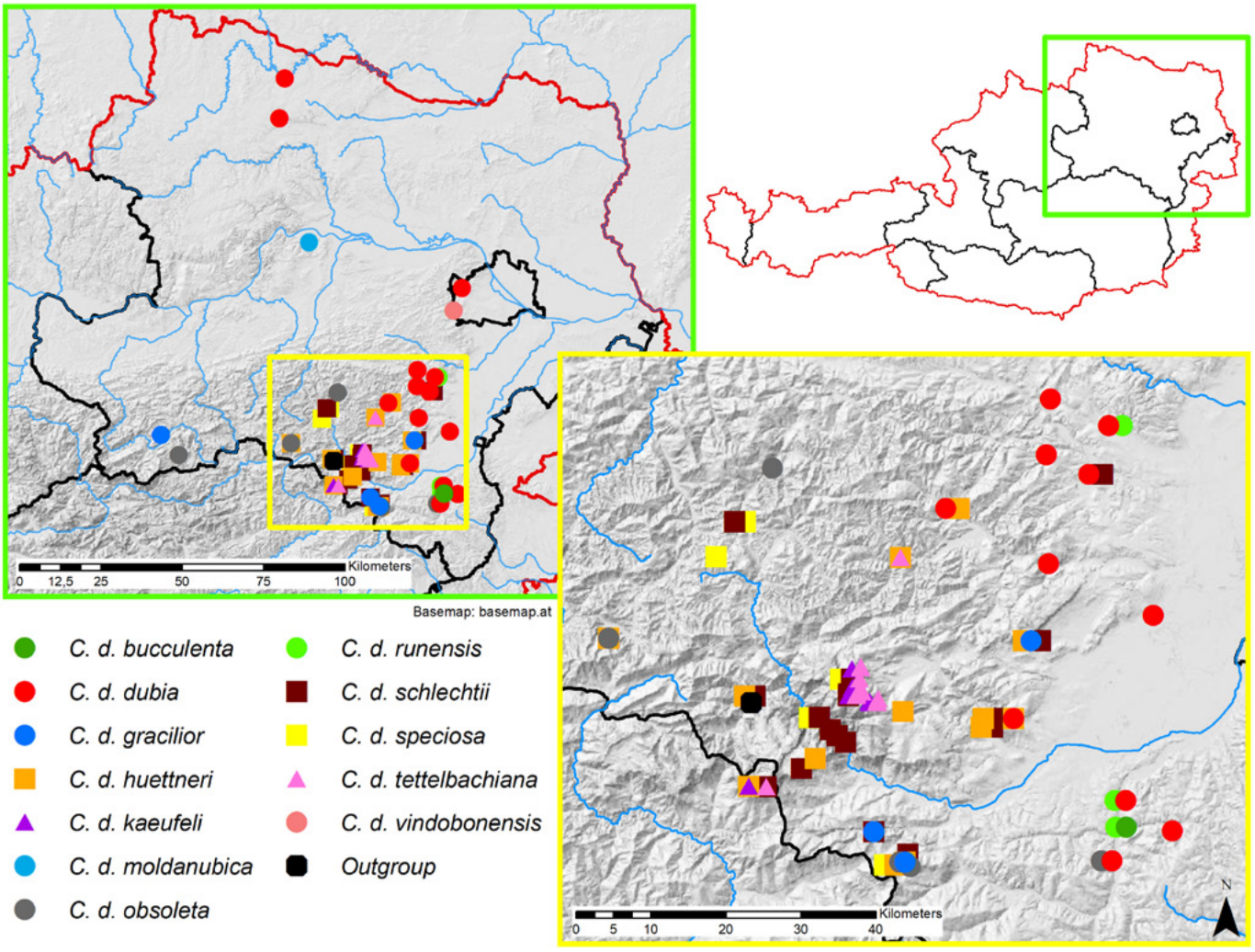


Fig. 1: Sampling localities of *Clausilia dubia* and *Neostyriaca corynodes* (outgroup).

IAL First DNA all tissue DNA extraction kit (GEN-IAL, Troisdorf, Germany) according to the manufacturers' instructions. After the final precipitation, the DNA pellet was dried overnight and eluted in 30 µl elution buffer. DNA was stored at -20 °C. In some cases, the QIAGEN DNeasy Blood & Tissue Kit (QUIAGEN, Germany) was used for DNA extraction (standard protocol). With this method, the purified DNA was finally eluted from the column in 40 µl elution buffer. Remaining DNA was transferred to the NHMW DNA and Tissue Bank. For all extractions, negative controls were carried out (without tissue). PCR amplification of a partial region of the mt *cytochrome c oxidase subunit 1* gene (*COI*) (the DNA barcoding region) was carried out with various primers listed in Table 1. As amplification of *COI* with primers already known from the literature (COI_folmer_fwd, COI_schneck_rev, L1490-Alb) mostly led to very poor results, new forward primers were constructed based on complete mitochondrial genome sequences of *Albinaria caerulea* (Deshayes, 1835) and other gastropods. The forward primer was placed in the *tRNA-Lysine* gene (Alb_Lys1+; alternatively: Alb_Lys2+). In combination with the reverse primer ClausCOI_rev1, which binds to the middle part of the *COI* gene, it was possible to amplify a 900 bp amplicon. For the outgroup, another reverse primer was designed (ClausCOI_rev2). Besides, we tested the mt *16S rRNA* gene (*16S*) as a marker sequence using the primers 16S_schn_fwd / 16S_schn_rev, which allow amplification of a 426 bp-fragment (sequenced section 387 bp) (Table 1). Yet, initial phylogenetic calculations showed that there is too little information in this short fragment and therefore the *16S* marker sequence was not further analysed (data not shown).

PCR was carried out in a volume of 25 µl containing 1.25 units Taq Polymerase (QIAGEN, Hilden, Germany), 1 µM of each primer, and 0.2 mM of each dNTP, 1.5 mM $MgCl_2$, 5 µl Q-Solution, 2.5 µl 10x PCR buffer and 1 µl of template DNA. The following PCR protocol was used: initial denaturation 94 °C (3 min); 35 cycles: 94 °C (30 s) / 50 °C (30 s) / 72 °C (60 s); final extension at 72 °C (10 min). Negative PCR controls were carried out to screen for contaminated reagents. After checking on agarose gels, PCR products were purified with the QIAquick PCR Purification Kit (QIAGEN, Hilden, Germany) prior to sequencing. In some cases, PCR yielded weak bands which were excised from 1 % agarose gels, purified using the QIAquick Gel Extraction Kit (Qiagen) and reamplified using 1 µl of the purified PCR product. If this did not improve the amount of PCR product, PCR was repeated using the Phusion® High Fidelity DNA Polymerase (Finnzymes, Espoo, Finnland). Gel-purified amplicons were then extended by adenylation of PCR products using DyNAzyme II© DNA polymerase (Finnzymes) and then cloned with the TOPO-TA© cloning kit (Invitrogen, Carlsbad, CA, USA). Sequencing (both directions) was performed at LGC Genomics (Berlin, Germany) using the PCR primes (direct sequencing of PCR products). Cloned PCR products were sequenced with universal M13 primers. Sequences obtained in the present study are deposited in the BOLD database under the accession numbers listed in Appendix 1.

The raw sequences were edited manually using Bioedit v.7.1.3 (Hall 1999). The alignment of the *COI* sequences was straightforward since there were no insertions or deletions. The final *COI* alignment comprised 844 bp as the short 5´section coding for the tRNALys was excluded from the analysis. The start codon of the *COI* gene departs from the mt code for invertebrates being TTG instead of ATG or ATA. *P* distances were calculated with MEGA (version 5.05; Tamura et al. 2011). Bayesian inference analyses (BI) were done in MrBayes (version 3.2.1 x64; Ronquist & Huelsenbeck 2003) and a Maximum-Likelihood (ML) was calculated with IQ-TREE (v.1.6.12; Nguyen et al. 2015). Prior to the tree calculations, a model test was performed with MEGA, resulting in T92+G+I as best-fit substitution model. However, since MrBayes does not feature the model this model, the BI and ML bootstrap (1000 replicates) trees were both calculated with the next complex model

Table 1: PCR primers used in the present study.

Primer name	Sequence (5´- 3´)	Reference
ClausCOI_rev1	ACT GTA AAC ATA TGA TGA GCC CAA	this study
ClausCOI_rev2	GAT GAG CCC AAA CAA TAA ACC C	this study
Alb_Lys1+	CCT AAT TTT TTA TGG CCG AG	this study
Alb_Lys2+	GCA TCA AAT TTT TAA TTT GAA TTA CG	this study
L1490-Alb	ACT CAA CGA ATC ATA AAG ATA TTG G	Gittenberger et al. 2004
COIfolmer_fwd	GGT CAA CAA TCA TAA AGA TAT TGG	Duda et al. 2011
COIschneck_rev	TAT ACT TCT GGA TGA CCA AAA AAT CA	Duda et al. 2011
16S_schn_fwd	CGC AGT ACT CTG ACT GTG C	Pfenninger et al. 2003
16S_schn_rev	CGC CGG TCT GAA CTC AGA TC	Pfenninger et al. 2003

GTR+G+I. The BI analyses were run for $5x10^6$ generations (2 runs each with 4 chains, one of which was heated), sampling every hundredth tree. Tracer (Version 1.5.0; Rambaut & Drummont 2007) was used to assess whether the two runs had converged and when the stationary phase was reached, which was the case already after several thousand generations. The first 10 % of trees were discarded as burn-in and a 50 % majority-rule consensus tree was calculated from the remaining trees. A Neighbor Joining (NJ) bootstrap tree (1000 replicates) was calculated using the model TN92+G, the next-complex model applicable. Median Joining networks were calculated with Network v.4.6.0.0 (Fluxus Technology Ltd., Colchester, UK) applying the default settings. In order to reduce unnecessary median vectors, the networks were then post-processed with the MP (Maximum Parsimony) option.

Morphometric analysis

Several photographs of each specimen were taken under a stereomicroscope (Leica MZ12 5, Wild macroscope M420) with a microscope camera (Nikon DS-L2): total images of the front and the back (8x magnification) and several images of the aperture (20x magnification). To depict the details of the clausiliar structures, five images of different focal levels were made per specimen. These images were then combined using Helicon Focus (version 5.2; Helicon Soft Ltd., 2000–2011) to form a deep-focus image. In addition, of at least one individual per locality, the palatum was carefully removed to allow inspection of the lamellae, as well as the clausiliar plate, which often proved helpful in the determination. From this lateral position (turned to the right), a deep-focus image was computed from five images.

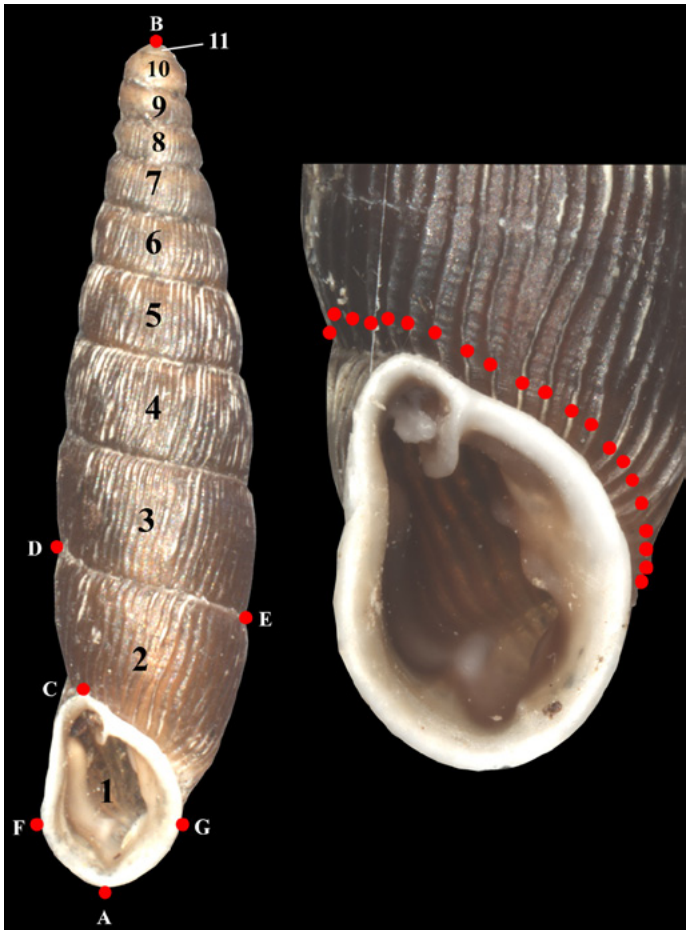


Fig. 2. Landmarks for morphometric measurements (red dots; for better visibility enlarged). Left: numbering of whorls (*C. d. gracilior*). A–B: shell height, A–C: aperture height, D–E: shell width, F–G: aperture width. right: marking of ribs along the aperture (*C. d. dubia*).

All measurements were made based on the photographs of the shells in stable orientation using tpsDig, version 2.16 (Rohlf 2010) to place anatomical measuring points (landmarks) in the corresponding places. For measuring shell height, landmarks were set at the apex and the lower margin of the aperture, for the shell width on both sides of the suture between first and second whorl. For the aperture height and width, the outermost points of the aperture were selected. In addition, the number of whorls (W) and the number of ribs (R) were counted (Fig. 2). Whorls of elongated shells are usually counted in frontal view, but there is no consensus on how to make it, and therefore different methods (Fehér & Szekeres 2016: Fig. 2 vs. Welter-Schultes 2012: Plate A1) give different results. Here we followed the method of Welter-Schultes (2012). Ribs were manually counted from images of the mouth using GSA Image Analyzer, version 3.8.1. by placing a dot on each rib. The program then counts the number of points. The ribs of the penultimate whorl (the first above the mouth) were counted, as close as possible along the mouth edge (Fig. 2).

Measurement error was determined in three subspecies, two individuals of each were photographed five times independently and measurements were taken as described above. The measurement error was 0.58 % (i.e., 0.11 mm).

For statistical analysis, all individuals with intact shell were measured, regardless of whether they were also included in the molecular genetic analysis or not. In total, nine parameters were evaluated in 142 individuals: Measurements: shell height (SH), shell width (SW), aperture height (AH), aperture width (AW), number of whorls (W), and number of ribs (R). In addition, the shell size (SH x SW x SW) as well as the relative shell shape (SH/SW) (see Welter-Schultes 2010) and the ratio between the shell height and aperture height (RSA = SH/AH) was calculated. By calculating the ratio between the number of whorls and the shell height (W/lnSH), the factor of exponential growth of the shell was eliminated. Thus, it could be shown whether individuals are exceptionally large/small or have an exceptionally high/low number of whorls. Since the number of

ribs correlates strongly with the shell width, the rib density (R/πSB) was calculated according to Welter-Schultes (2010).

We used a Principal Component Analysis (PCA) to analyse the morphological data. To investigate the effect of the sea level on morphological traits we calculated linear mixed models (LMM) with principal components (PC) with an Eigenvalue > 1 as dependent variable and the sea level as fixed factor. To take general differences between sampling sites into account, the sampling locality and region were used as random factors in the LMMs. To verify the assumptions of Boettger (1932) and Kempermann & Gittenberger (1988) that the rib density increases with seal level, we additionally calculated a LMM with the log-transformed rib density as dependent variable. Shapiro-Wilk tests were used to test the residuals of the LMMs for normality. Statistical analyses were carried out in R (R Core Team 2020). LMMs were calculated with the function "lmer" in the R-package "lme4" (Bates et al. 2015) and p-values were calculated with the Satterthwaite's method implemented in the package "lmerTest" (Kuznetsova et al. 2017).

Results

Distribution of subspecies

The subspecies assignment of individuals (using all available morphological characters; Jaksch 2012) was straightforward and consistent with the taxonomic assignment of museum specimens. Yet, individuals of some subspecies of *C. dubia* were found at localities that were not within the distribution range according to the literature (Klemm 1960). E.g., according to Klemm (1960) *C. d. obsoleta* should occur only in southwestern Lower Austria, however, we found individuals from southeastern Lower Austria clearly corresponding to this subspecies. Furthermore, individuals clearly assigned to *C. d. gracilior* were found much further to the north and northwest of the known range in southeastern Lower Austria, and also some *C. d. runensis* individuals were collected further to the north than reported by Klemm (1960). The distribution of samples (Fig. 1) indicates that the distribution areas of the subspecies overlap strongly.

Molecular genetic analysis

The 844 bp alignment comprising 144 *COI* sequences was used for the phylogenetic reconstructions calculated with BI, ML and NJ algorithms. The trees showed the same overall topology with one difference: In the ML tree, clade 1 is the sister clade to clades 2A, 2B, and 3, however with extremely low bootstrap support (48 %). Designation of clade numbers 2A and 2B was done to remain comparable with the tree presented by Jaksch (2012), where Clade 2 was found in all analyses. This difference between the two studies is probably due to slightly different outgroup species used in the present study. Nevertheless, this uncertainty only reflects the unclear phylogenetic relationships between these lineages, which is also underlined by low support values. A second change with respect to Jaksch (2012) is the re-designation of Clades 4 and 5 (in Jaksch 2012), which we treated here as only one clade (Clade 4) due to the low intra-clade divergences.

Table 2. *P* distances (in %) of *COI* sequences within and between clades.

Clade	1	2A	2B	3	4
Mean within clades	5.2	4.5	2.4	5.8	2.1
Maximal within clades	11.1	6.0	2.4	8.8	4.6
Mean between clades					
1					
2A	19.7				
2B	19.4	9.4			
3	20.5	12.3	13.9		
4	19.7	9.8	11.8	9.2	
outgroup	23.5	20.1	19.9	21.4	20.8

Fig. 3 shows the BI tree with ML and NJ bootstrap values indicated for most nodes. Except clade 2A, all clades received high support values. The same is true for the node combining Clades 3+4, as well as for the node combining Clades 2A, 2B, 3+4. Mean *p* distances between and within clades are shown in Table 2. The mean distances between clades ranged from 9.4 % (2A vs. 2B) to 20.5 % (1 vs. 3). The maximum *p* distance within *C. dubia* was 22.2 %.

The subspecies appear to be randomly distributed among clades as illustrated by the colour coding of sequences in the tree. At least four subspecies are found in each clade. Clade 1 contains six subspecies and Clade 4 even ten (only *C. d. runensis* and *C. d. vindobonensis* are missing). Three subspecies are present in single clades only (but together with other subspecies): *C. d. runensis*, (Clade 1), *C. d. vindobonensis* (Clade 4), and *C. d. moldanubica* (Clade 4). *C. d. dubia* is present in all clades.

For the closely related sequences of the large Clade 4, a Median Joining network was constructed which did not reveal any pattern, neither when highlighting the subspecies nor the seven geographic regions (Appendix 1) (Fig. 4). Thus, even within one clade there is no geographic pattern.

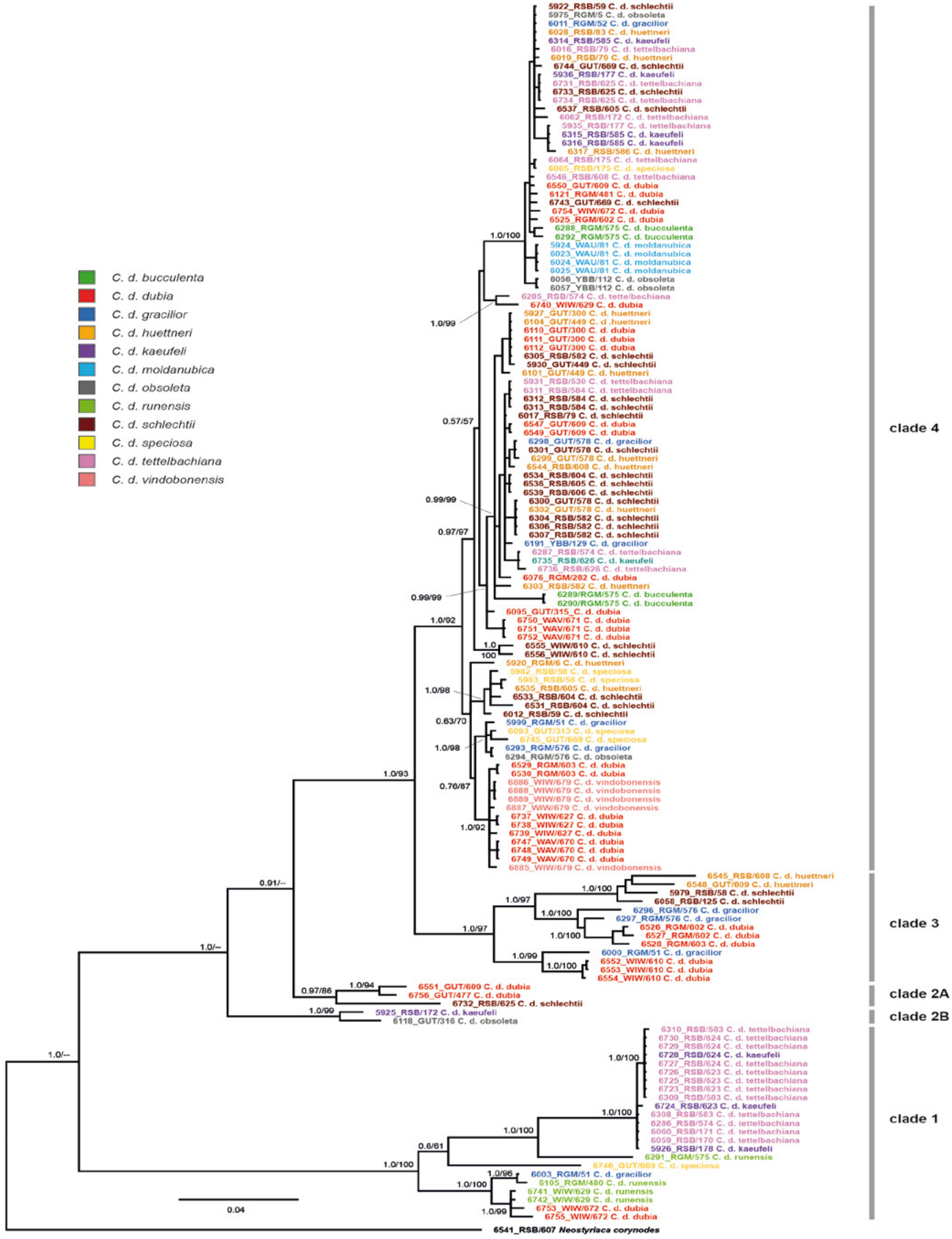


Fig. 3. Bayesian inference tree of *COI* sequences. BI posterior probabilities, and bootstrap values (ML, NJ) are indicated at most nodes. The scale bar indicates the expected mean number of substitutions per site according to the model of sequence evolution applied. Outgroup: *Neostyriaca corynodes*.

Table 3. Measurements of subspecies of *Clausilia dubia* investigated. SH = Shell height; SW = Shell width; For SH and SW numbers reported by Klemm (1960) are given (except for *C. d. vindobonensis* because Klemm did not consider this subspecies). W/lnSH = ratio between the number of whorls and the shell height.

	***C. d. bucculenta* (n=4)**			***C. d. dubia* (n=25)**			***C. d. gracilior* (n=12)**			***C. d. huettneri* (n=13)**		
	Mean	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**
Shell height [mm]	11.72	0.70	11.3–12.8	11.66	0.67	10.3–12.9	11.67	0.56	10.9–12.7	11.08	0.91	9.9–13.4
SH Klemm (1960)			9.5–12.5			11.8–14.8			9.3–12.8			9.9–12.2
Shell width [mm]	2.69	0.06	2.6–2.7	2.61	0.16	2.4–3.1	2.36	0.18	2.0–2.6	2.40	0.16	2.2–2.7
SW Klemm (1960)			2.5–3.0			2.8–3.2			2.0–2.6			2.4–2.7
Aperture height [mm]	2.66	0.24	2.5–3.0	2.64	0.19	2.4–3.1	2.40	0.19	2.1–2.7	2.44	0.16	2.2–2.7
Aperture width [mm]	1.90	0.13	1.8–2.1	1.89	0.10	1.7–2.1	1.69	0.12	1.5–1.9	1.76	0.11	1.6–1.9
Idealized shell volume	84.68	7.45	77.5–95.0	79.97	14.45	60.5–117.7	65.75	12.03	43.3–85.9	65.68	13.38	49.6–83.0
W/lnSH	11.65	0.71	10.9–12.5	11.75	1.07	9.8–13.7	14.24	1.78	11.7–17.6	12.51	1.11	11.1–14.9
Rib density	2.52	0.43	2.1–3.0	3.79	0.86	2.4–6.1	3.97	0.87	3.0–6.1	5.08	0.68	3.6–5.9

	***C. d. kaeufeli* (n=9)**			***C. d. moldanubica* (n=5)**			***C. d. obsoleta* (n=7)**			***C. d. runensis* (n=4)**		
	Mean	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**
Shell height [mm]	9.72	0.45	9.2–10.6	11.93	0.51	11.0–12.5	12.25	1.52	10.7–14.9	10.49	0.63	9.9–11.4
SH Klemm (1960)			9.7–11.7			9.3–12.3			9.3–12.3			7.0–10.0
Shell width [mm]	2.51	0.16	2.3–2.8	2.68	0.15	2.5–2.9	2.51	0.17	2.3–2.8	2.57	0.14	2.4–2.7
SW Klemm (1960)			2.6–3.1			2.5–3.1			2.6–3.0			2.2–3.0
Aperture height [mm]	2.27	0.11	2.0–2.4	2.61	0.12	2.5–2.8	2.62	0.14	2.5–2.9	2.51	0.07	2.4–2.6
Aperture width [mm]	1.70	0.07	1.6–1.8	1.95	0.09	1.9–2.1	1.83	0.10	1.7–2.0	1.84	0.09	1.7–1.9
Idealized shell volume	61.43	10.37	49.4–78.0	88.15	9.70	80.1–102.7	79.81	13.53	59.5–95.9	69.40	8.13	59.4–77.6
W/lnSH	10.91	0.78	9.8–12.0	11.96	0.96	10.7–12.9	12.29	1.23	10.6–14.0	11.43	0.94	10.5–12.7
Rib density	5.68	0.80	4.0–6.6	3.16	0.33	2.6–3.4	4.33	0.72	3.2–5.4	3.44	0.91	2.1–4.0

(n=5)	***C. d. schlechtii* (n=26)**			***C. d. speciosa* (n=5)**			***C. d. tettelbach.* (n=27)**			***C. d. vindobonensis***		
	Mean	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**	**Mean**	**SD**	**Range**
Shell height [mm]	11.75	1.01	9.9–14.4	11.80	1.18	10.3–13.9	9.98	0.73	8.7–11.4	13.55	0.69	12.9–14.4
SH Klemm (1960)			9.8–11.2			10.6–17.2			8.4–11.4			-
Shell width [mm]	2.50	0.20	2.1–3.0	2.48	0.16	2.3–2.7	2.43	0.16	2.1–2.8	3.05	0.11	2.9–3.2
SW Klemm (1960)			2.0–2.5			2.6–3.7			2.3–2.8			-
Aperture height [mm]	2.51	0.22	2.1–3.1	2.47	0.18	2.3–2.8	2.25	0.14	1.8–2.5	3.04	0.05	3.0–3.1
Aperture width [mm]	1.77	0.14	1.5–2.1	1.78	0.15	1.6–2.1	1.67	0.10	1.5–1.9	2.22	0.10	2.1–2.4
Idealized shell volume	74.16	16.83	47.5–125.4	76.00	13.99	63.1–98.0	58.56	11.53	42.0–81.6	126.58	11.46	107.7–137.0
W/lnSH	12.48	1.29	10.0–15.7	13.43	1.04	11.7–14.3	11.72	1.02	10.2–14.0	10.59	0.62	9.7–11.4
Rib density	4.82	0.85	3.4–6.5	5.18	0.64	4.4–5.9	5.73	0.86	4.0–7.8	2.85	0.47	2.4–3.4

Morphometric analysis

Table 3 provides an overview of shell measurements of 142 individuals. Comparing shell height and shell width to the values given by Klemm (1960) a rough concordance is found. Looking at the mean values several subspecies differed considerably, *C. d. vindobonensis* had the largest mean shell height (13.55 mm) and *C. d. kaeufeli* the lowest (9.72 mm). The highest shell width was found in *C. d. vindobonensis* (3.05 mm), while *C. d. gracilior* and *C. d. huettneri* had the lowest shell widths (2.36 and 2.40 mm, respectively). The considerable differences in shell shape and size among subspecies becomes also apparent comparing the shell volumes. For example, the mean volume of *C. d. vindobonensis* (126.58 mm^3) is more than double the size of the smallest form *C. d. kaeufeli* (61.43 mm^3). Yet, considering the overlapping ranges, an unambiguous assignment to a subspecies based only on measurements is not possible (Table 3).

In the PCA the subspecies were not well differentiated (Fig. 5) and most subspecies overlapped with several other subspecies. The first and the second PC of the PCA with the morphological data had an Eigenvalue > 1 and were therefore considered to be relevant. The first PC (PC1; explaining 54.4 % of the variance) described larger snails (high and wide shell and aperture) and a rather low rib density, while PC2 (26.7 %) was influenced by a small shell shape and a low whorl density (Table 4). The LMM revealed a significant negative correlation between PC1 and the sea level (of localities where individuals were found) and a positive correlation between PC2 and sea level (both $p < 0.001$). Thus, individuals found in high altitudes are generally smaller, have a higher rib density, a lower relative shell shape and a lower whorl density. An

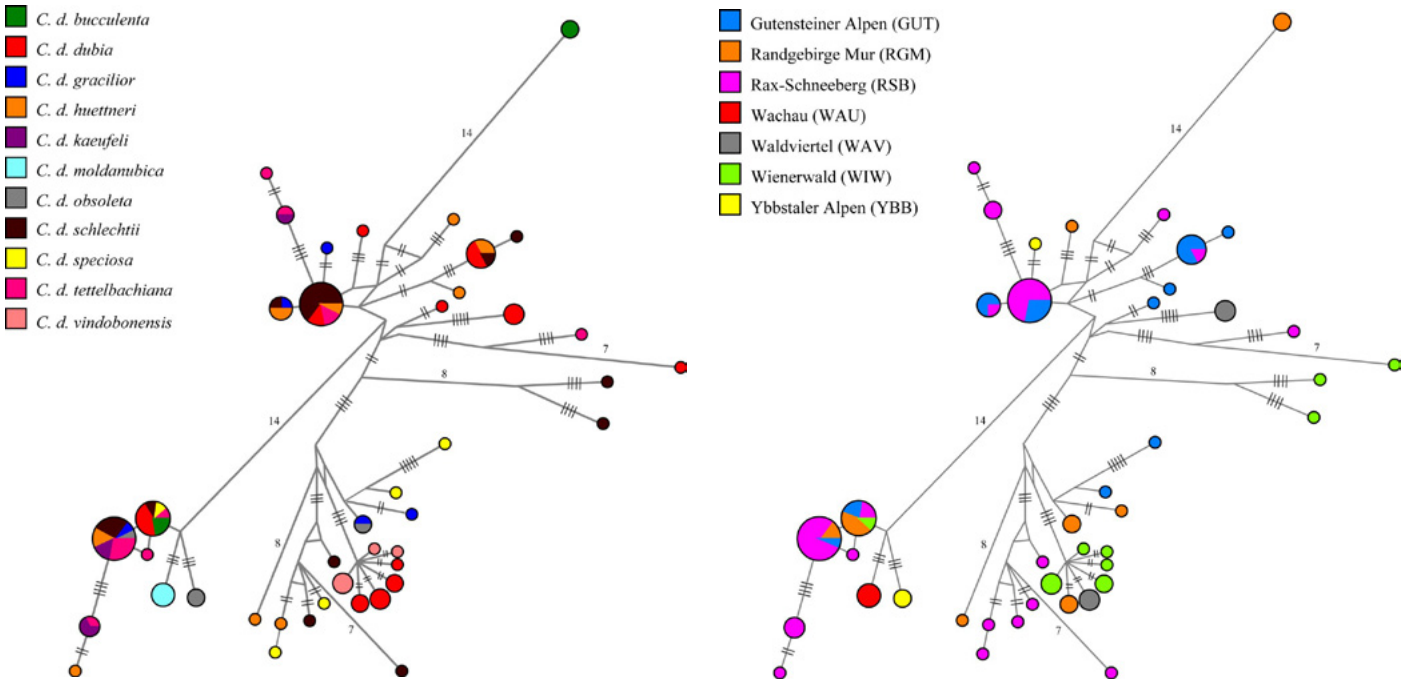


Fig. 4. Median Joining network of Clade 4. Colours indicate subspecies (left) and regions (right) respectively. Regions: Randgebirge Mur = Prealps east of the Mur.

increased rib density at higher altitudes was also confirmed by the LMM with rib density as dependent variable (estimate = 0.00015; $p < 0.001$). Considering the seven geographic regions (Appendix 1) a slight differentiation is visible in the PCA (Fig. 6). Three regions (WIW, RSB, RGM) are reaching to the periphery of the plot, while all regions overlap in the center. The best differentiation is found concerning the sea level of the localities (Fig. 6). Concerning the question whether the clades might be differentiated morphologically, this was not confirmed in the PCA (Fig. 7).

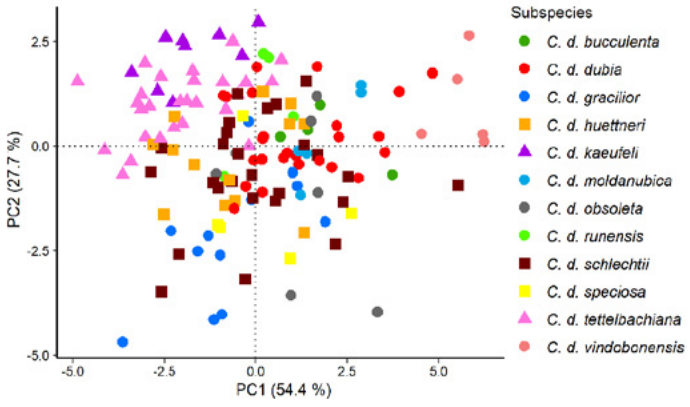


Fig. 5. PCA of morphometric measurements and parameters of 142 individuals of *Clausilia dubia* highlighting the subspecies.

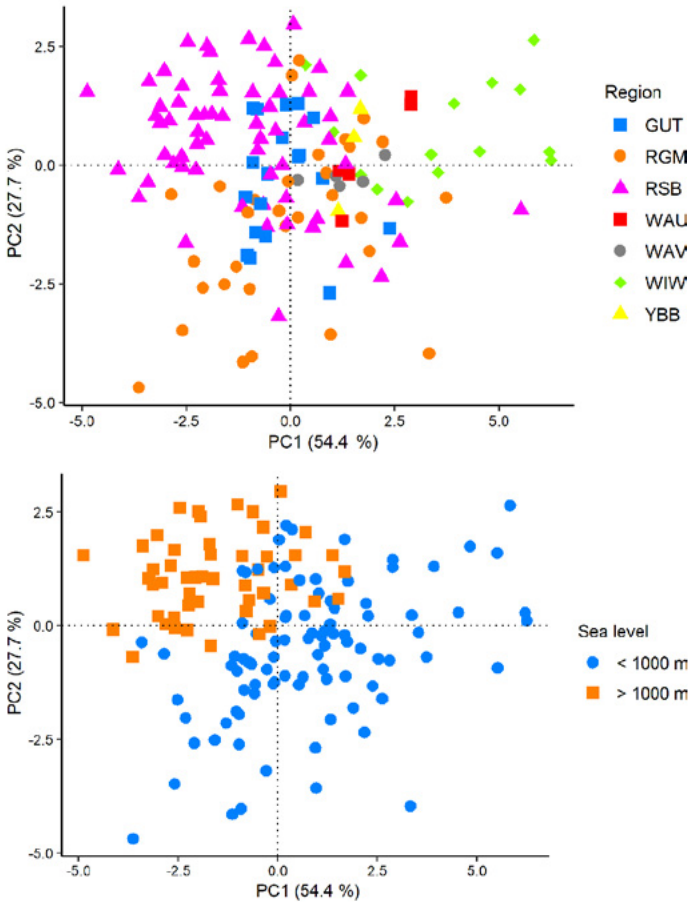


Fig. 6. PCA of morphometric measurements and parameters of 142 individuals of *Clausilia dubia* highlighting geographic regions (above) and sea level (below). GUT = Gutenstein Alps, RSG = Rax-Schneeberg Group, RGM = Prealps east of the Mur, WAU = Wachau, WAV = Waldviertel, WIW = Wienerwald, YBB = Ybbstal Alps.

Table 4. Contribution of variables to principal components (PC), Eigenvalues and proportion of explained variance for each PC.

	PC1	PC2	PC3	PC4	PC5	PC6	PC7	PC8	PC9
Shell height	0.384	-0.296	-0.180	0.183	-0.274	0.264	0.308	0.650	0.193
Shell width	0.400	0.264	0.025	0.051	-0.445	-0.225	0.551	-0.429	-0.174
Aperture height	0.432	-0.054	0.142	0.133	0.497	-0.174	-0.022	0.212	-0.670
Aperture width	0.414	0.125	-0.265	0.104	0.549	-0.152	0.056	-0.203	0.603
Relative shell shape	0.088	-0.603	-0.243	0.150	0.047	0.469	-0.026	-0.542	-0.173
Shell size	0.438	0.057	-0.064	0.134	-0.410	-0.133	-0.770	-0.051	0.031
Whorl density	-0.176	-0.541	-0.302	-0.042	-0.085	-0.756	0.052	0.032	0.000
Rib density	-0.298	0.134	0.002	0.941	-0.006	-0.079	0.021	-0.007	-0.003
RSA	0.123	-0.383	0.850	0.083	-0.005	-0.100	0.023	-0.095	0.299
Eigenvalue	2.212	1.551	0.886	0.766	0.443	0.348	0.087	0.046	0.028
Proportion of explained variance	0.544	0.267	0.087	0.065	0.022	0.013	0.001	0.000	0.000

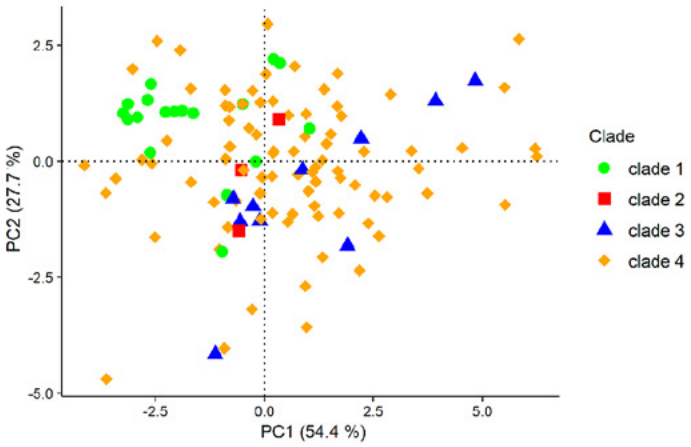


Fig. 7. PCA of morphometric measurements and parameters of 142 individuals of *Clausilia dubia* highlighting 4 clades (clades 2A and 2B were combined).

Discussion

The present study provides first insights into the intraspecific variation in *C. dubia* concerning morphological and mtDNA sequence data. The total number of individuals examined was quite high and the localities covered the distribution of *C. dubia* in Lower Austria, where the majority of its subspecies occur. Yet, some subspecies were represented by a few specimens only (e.g., of *C. d. bucculenta*, *C. d. moldanubica, C. d. runensis* and *C. d. vindobonensis*). This was, however, partly due to the small known distribution areas and scarce findings of these subspecies in Lower Austria and Vienna.

The major outcome of the study was that neither the phylogenetic analysis based on *COI* nor the morphometric analysis (based on measurements) reflected differentiation of the subspecies (as defined by shell-morphology including qualitative characters). The clades observed in the mt tree do not correspond with any of the subspecies, which appear to be randomly distributed within the tree. Even the proposed division into two major subspecies postulated by Nordsieck (2002) – *C. d. dubia* in the east and *C. d. vindobonnensis* in the west – is not at all reflected in the mt tree. The only clear correlation found was that shells tend to be smaller, more densely ribbed, and in general less variable in higher elevations. The infraspecific taxonomy is discussed below in the light of these findings.

Genetic distances

The observed intraspecific *p* distances are remarkably high (up to 22.2 %), but not unusual (Davison 2002). For several land snail species, high intraspecific genetic variation in mt genes has been reported (e.g. Thomaz et al. 1996, Chiba 1999, Guiller et al. 2001, Duda et al. 2011, Kruckenhauser et al. 2014, Kirchner et al. 2016, Mason et al. 2020).

Concerning the genetic differentiation of clades, mean *p* distances between the *C. dubia* clades ranged from 9.4 to 20.5 %. An explanation for the high genetic diversity within *C. dubia* might be the fragmented distribution range, partly due to the limestone habitat requirements. Most land snails are presumed to be rather restricted in their mobility. Studies on *Albinaria*, for example, showed that the range of action in the course of an adult animal's life is between 2 and 5 m (Schilthuizen & Lombaerts 1994). Similar low mobility values for clausiliids have been reported for *Montenegrina subcristata* (Pfeiffer, 1848) by Bulatovic et al. (2019) and by Junker (2015) for *Cochlodina laminata* (Montagu, 1803). Yet, it has to be emphasized that both *Albinaria* and *Montenegrina* (occurring exclusively on limestone walls) are much more stenoecious than *C. dubia* and *C. laminata*. The high intraspecific distances of *C. dubia* and the incongruence between morphological diversity and mitochondrial clades is similar to what was found in *Arianta arbustorum* (Linnaeus, 1758) (Haase et al. 2003, Haase & Misof 2009, Bondareva et al. 2020), or

within the *Trochulus hispidus* (Linnaeus, 1758) complex (Kruckenhauser et al. 2014). Yet, while in *T. hispidus* the distinct clades are distributed in a geographic pattern, this is not the case in *C. dubia*. The fact that (like in *A. arbustorum*) its mt clades do not correspond to geographic areas, implies that ranges of populations might have shifted repeatedly (e.g., in the course of Pleistocene climate oscillations) allowing substantial gene flow over time (Haase & Misof 2009). As in *A. arbustorum* and *T. hispidus*, the findings in *C. dubia* may be well interpreted by assuming long-term persistence of large populations in large distribution ranges with sporadically mixing of populations.

Subspecies differentiation and morphological variation

One major question was whether the differentiation of subspecies as mainly described in Klemm (1960) is reflected in the morphometric or genetic data. Approaching these questions, the determination of individuals to subspecific level was a prerequisite. Although important traits as, e.g., of the clausiliar plates, as used by Nordsieck (2002) and shell measurements provided in the literature were not diagnostic, taxonomic assignment was possible by combining several characters including the qualitative ones. The results of the PCA showed that with shell measurements alone subspecies were not clearly differentiated. The finding that shells tended to be smaller in higher elevations, e.g., the largest individuals (assigned to *C. d. vindobonensis*) occurred in the Vienna Woods (425 m asl.) confirmed the results of Edlinger (1997). In contrast, *C. d. kaeufeli* from the highest locations in our sample featured the smallest individuals and possessed a theoretical shell volume of about half of *C. d. vindobonensis*. A similar phenomenon of shell size reduction with increasing altitude has been described, e.g., in the helicid land snail *Arianta arbustorum* by Baur & Raboud (1988), Arter (1990) and Baminger (1997). On the other hand, Edlinger (1997) detected in *C. dubia* only a low negative correlation of shell height with higher elevations and stated for *C. dubia* that the suggestion of Klemm (1960) of a succession of shell height with altitude is not generally convincing. In contrast, Welter-Schultes (2000) recorded an increasing shell height with increasing altitude in *Albinaria* populations in Crete. These controversial observations were also discussed by Hausdorf (2003). An impact of environmental factors on morphology has already been presumed in numerous snails examined, but only in some species a clear correlation with ecological conditions could be evidenced (Nica et al. 2011). As biotic factors, average population density has been put forward (Anderson et al. 2007). Crucial abiotic factors are, besides temperature or precipitation (be it average or minimum and maximum values), the calcium content of the substrate. Goodfriend (1986) reported that a higher calcium content results in higher observed shell heights of snails and that individuals in a humid environment had larger shell height than those from dry regions. A correlation between humidity and the relative number of whorls (and thus shell height) was suspected and it was assumed that individuals with more whorls were better adapted to dryness as they may retreat deeper into the shell and thus would be better protected. In the present investigation, the majority of the lowland forms actually had a rather small number of whorls, albeit whorl numbers in some high-altitude populations were likewise very low or even lower. Thus, the assumptions of Goodfriend (1986) were not confirmed.

The rib density also showed a trend to increase with sea level in *C. dubia.* Subspecies of the lowest regions in Lower Austria possessed the fewest ribs (*C. d. bucculenta*, *C. d. vindobonensis*), while the two summit forms had highest rib densities. These findings confirm earlier observations about the difference in rib density (Boettger 1932, Kempermann & Gittenberger 1988). Studies in species of another rock-dwelling snail genus, *Albinaria*, showed that ribbing evolved several times independently (Giokas 2008) suggesting either functional features (e.g., water retain capability) of ribbing or homoplasy (Fehér et al. 2018). As with increasing rib density, the thickness of the shell also increases, it might be even assumed that ribs could provide mechanical stability and better thermal insulation. Yet, a certain level of phenotypical plasticity may be assumed as individuals with larger numbers of ribs were also found in the lowlands. The generally higher morphological variation in lowland populations (also exemplified by syntopic occurrence of subspecies) could be explained by repeated admixture of formerly isolated populations as well as by phenotypic plasticity of certain (e.g., qualitative) characters. In *C. dubia*, oviposition usually occurs in spring as well as in autumn. This, in addition, might cause seasonal differences resulting in variation of shell morphology.

Taxonomic considerations

One might ask whether the clades in the mt tree would represent species. Yet, on the basis of the present morphological data, there is no indication for such an assumption. To address this question from a genetic point of view, nuclear data would be necessary, a challenge for future investigations. The main questions in the present study regarded to subspecific differentiation. According to Mayr (1967), subspecies are defined as phenotypically similar populations (i.e, groups of actually or potentially interbreeding populations) of a species that inhabit a geographical part of the area of the species and are morphologically different from other populations of the species. He thus emphasised the geographic aspect leaving open

the question of the amount of morphological differentiation. According to Amadon (1949) the so-called 75 % rule states that at least 75 % of a population should be morphologically clearly distinguishable from another population to be considered as a valid subspecies. Similarly, Sudhaus & Rehfeld (1992) considered 80 % as considerable difference. Irrespective of which subspecies concept is preferred, our genetic results neither confirmed the subspecies classification of *C. dubia* of Klemm (1960) nor the subdivision into two major subspecies as proposed by Nordsieck (2002). Yet, although neither morphometric measurements nor mt sequences discriminated the subspecies clearly, it has to be kept in mind that – combining all characters (also qualitative, e.g., the shape of the ribs) – the determination of subspecies was straightforward. For example, *C. d. bucculenta* and *C. d. vindobonensis*, which were clearly distinguishable by their ribbing, were neither differentiated in the morphometric landmark analysis from each other nor from other subspecies. Thus, the results of the morphometric analysis alone are not a good argument to question the validity of the subspecies as qualitative characters were not included into the analyses.

Two aspects have to be considered: (1) In the phylogenetic tree (Fig. 3) there is no phylogeographic pattern and the subspecies appear randomly distributed throughout the clades (which is also illustrated in the network, Fig. 4A). Yet, the finding of no differentiation in a marker sequence cannot be regarded as evidence against validity of subspecies (Patten 2015). Subspecies, in the perception of species in *statu nascendi*, are not necessarily expected to have genetically diverged or to demonstrate reciprocal monophyly in the phylogenetic marker sequence used (which is expected to be quasi-neutral and to reflect time). Gene flow may contribute to incomplete lineage sorting of quite diverged lineages and result in a picture observed in the present study. Anyhow, the lack of any phylogeographic structure is only one part of the reasoning that the currently accepted subspecies are fairly elusive. (2) According to the distribution of the subspecies as represented in the present sample, subspecies ranges would be overlapping considerably and some morphotypes occur sporadically at distant places. It has to be kept in mind, that the distribution ranges of several subspecies analysed in Lower Austria extend much further. Some regions in Lower Austria might be zones of admixture of several formerly separated populations.

In any case, understanding subspecies as entities with a defined geographic range and certain morphological (and possibly genetic) properties, there are no good arguments for the current subspecific classification of *C. dubia*, at least concerning those examined in the present work. The question arises whether some of the subspecies could be united. Jaksch (2012) tested for such "morphogroups", yet without meaningful results. They were neither differentiated in the morphometric nor in the genetic analyses. Nevertheless, the high similarity between some of the subspecies suggests that such an approach could eliminate major inconsistencies of the present intraspecific taxonomy of *C. dubia*. For example, *C. d. dubia*, *C. d. moldanubica* and *C. d. vindobonensis* are very similar and their ranges overlap widely. Likewise, the distribution ranges of the quite similar *C. d. kaeufeli* and *C. d. tettelbachiana* overlap to some extent and they occurred frequently at the same locality. Thus, uniting them into one subspecies might be considered. The same is true for *C. d. huettneri*, *C. d. schlechtii* and *C. d. speciosa* (at least in Lower Austria). *C. d. bucculenta* and *C. d. runensis* are morphologically very similar and easy to distinguish from the other subspecies by rib density (Edlinger & Fischer 1997). The distribution range of *C. d. bucculenta* hardly overlaps with any of the other subspecies except *C. d. runensis*, which itself has a very small distribution range within the range of *C. d. bucculenta.*

Future analyses should comprise all subspecies over their entire distribution ranges and include qualitative characters in the statistical analyses as well as population genetic analyses of nuclear markers to evaluate whether there is any genetic structure and whether the genetic diversity and differentiation of the mt genome is reflected in the nuclear genome. Eventually, considering ecological factors possibly shaping shell morphology, it might be considered, whether and to which extent for such highly polymorphic taxa, terms like "variety", "forma" or "morphotype" would be more appropriate.

Acknowledgements

This study was funded by the Austrian Research Fund (FWF; project 19592-B17). We are grateful to the "Friends of the NHM Vienna" (Freunde des Naturhistorischen Museums in Wien) for financial support of the collection trips and field work and to the Niederösterreichische Landesregierung (state government) for providing collecting permits. We thank Barbara Tautscher for assistance in the laboratory and Zoltán Fehér, Willy De Mattia, Stefan Kwitt and Wilhelm Pinsker for valuable comments on the manuscript.

References

Amadon D. (1949): The seventy-five per cent rule for subspecies. The Condor 51(6): 250–258.

Anderson T.K., Weaver K.F. & Guralnick, R.P. (2007): Variation in adult shell morphology and life-history traits in the land snail *Oreohelix cooperi* in relation to biotic and abiotic factors. Journal of Molluscan Studies 73(2): 129–137. doi:10.1093/mollus/eym006

Arter H.E. (1990): Spatial relationship and gene flow paths between populations of the alpine snail *Arianta arbustorum* (Pulmonata: Helicidae). Evolution 44(4): 966–980.

Baminger H. (1997): Shell-morphometrical characterization of populations of *Arianta arbustorum* (L.) (Gastropoda, Helicidae) in the Ennstaler Alpen (Styria, Austria). Annalen des Naturhistorischen Museums Wien 99B: 497–519.

Bank R.A. & Neubert E. (2017): MolluscaBase. Checklist of the land and freshwater Gastropoda of Europe. In: WoRMS-World Register of Marine Species, www.marinespecies.org Downloaded on 04 April 2020.

Baur B. & Rabaud C. (1988): Life History of the Land Snail *Arianta arbustorum* along an altitudinal gradient. Journal of Animal Ecology 57(1): 71–87.

Bates, D., Maechler, M., Bolker, B., and Walker, S. (2015). Fitting Linear Mixed-Effects Models Using lme4. J. Stat. Softw. 67, 1–48. doi:10.18637/jss.v067.i01.

Boettger C.R. (1932): Die funktionelle Bedeutung der Rippung bei Landschneckengehäusen. Zoologischer Anzeiger 98(7/8): 209–213.

Bondareva O., Genelt–Yanovskiy E. & Abramson N. (2020): Copse snail *Arianta arbustorum* (Linnaeus, 1758) (Gastropoda: Helicidae) in the Baltic Sea region: Invasion or range extension? Insights from phylogeographic analysis and climate niche modeling. Journal of Zoological Systematic and Evolutionary Research 58: 221–229. https://doi.org/10.1111/jzs.12350

Bulatović A., Marković J., Haring E., Pinsker W., Mason K., Duda M., Bamberger S., Kirchner S., Sittenthaler M., Fehér Z., Pešić V., Savić A. & Sattmann H. (2019): First data on population estimates and dispersal of *Montenegrina subcristata* – a field study at Virpazar, Montenegro. Ecologia Montenegrina 26: 147–165. www.biotaxa.org/em

Chiba S. (1999): Accelerated evolution of land snails *Mandarina* in the oceanic Bonin Islands: evidence from mitochondrial DNA sequences. Evolution 53: 460–471.

Clessin S. (1887): Die Molluskenfauna Österreich-Ungarns und der Schweiz. Bauer & Raspe, Nürnberg, 858 pp.

Davison A. (2002): Land snails as a model to understand the role of history and selection in the origins of biodiversity. Population Ecology 44(3): 129–136.

Draparnaud J.P.R. (1805): Histoire naturelle des mollusques terrestres et fluviatiles de la France. Paris, Montpellier (Plassan, Renaud), 164 pp.

Duda M., Sattmann H., Haring E., Bartel D., Winkler H., Harl J. & Kruckenhauser L. (2011): Genetic differentiation and shell morphology of *Trochulus oreinos* (Wagner, 1915) and *T. hispidus* (Linnaeus, 1758) (Pulmonata: Hygromiidae) in the northeastern alps. Journal of Molluscan Studies 77: 30–40. doi:10.1093/mollus/eyq037

Edlinger, K. (1997). Morphological and biometrical researches on Austrian Clausiliids. Shell morphology and variability in *Clausilia dubia,* Draparnaud, 1805. Iberus 15(2): 95–121.

Edlinger K. (2000): *Clausilia dubia steinbergensis* n. ssp.: Eine neue Unterart von *Clausilia dubia* Draparnaud, 1805 aus dem östlichen Österreich. Club Conchylia Information 32(4/6): 39–44.

Edlinger K. & Fischer W. (1997): *Clausilia dubia bucculenta* Klemm, 1960 – Zur statistischen Realität einer Unterart. Club Conchylia Informationen 29(1/2): 11–25.

Edlinger K. & Fischer W. (2000): Zur Variabilität von *Clausilia dubia*. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 8: 1–14.

Ehrmann P. (1933): Weichtiere, Mollusca. In: Brohmer P., Ehrmann P. & Ulmer G. (Hrsg.): Die Tierwelt Mitteleuropas 2. Quelle & Meyer, Leipzig, 264 pp.

Falkner G., Bank R.A. & von Proschwitz T. (2000): Checklist of the non-marine Molluscan species-group taxa of the States of Northern, Atlantic and Central Europe (CLECOM I). Heldia. Münchner malakologische Mitteilungen 4: 1–76.

Fehér Z., Mason K., Szekeres M., Elisabeth Haring E., Bamberger S., Pall-Gergely B. & Solymos P. (2018): Range-constrained co-occurrence simulation reveals little niche partitioning among rock-dwelling *Montenegrina* land snails (Gastropoda: Clausiliidae). Journal of Biogeography 45: 1444–1457. https://doi.org/10.1111/jbi.13220FEH

Fischer W. (2015): Checklist of Austrian Mollusca. Retrieved from http://ipp.boku.ac.at/private/wf/Check_List_of_Austrian_Mollusca.html. Version 6.10.2015

Frank C. (1997): Studien an *Clausilia dubia* Draparnaud, 1805 (Stylommatophora: Clausiliidae). Wissenschaftliche Mitteilungen des Niederösterreichischen Landesmuseums 10: 163–189.

Frank C. (2006): Plio-pleistozäne und holozäne Mollusken Österreichs. Österreichische Akademie der Wissenschaften, Mitteilungen der Prähistorischen Kommision 62(1–2): 1–860 (2 volumes).

Giokas S. (2008): Shell surface adaptations in relation to water management in rock-dwelling land snails, *Albinaria* (Pulmonata: Clausiliidae). Journal of Natural History 42(5): 451–465. doi:10.1080/00222930701835407

Gittenberger E. (1995): Adaptations of the aperture in terrestrial gastropod–pulmonate shells. Netherlands Journal of Zoology 46: 191–205.

Goodfriend G.A. (1986): Variation in Land-Snail Shell Form and Size and its Causes: A Review. Systematic Biology 35(2): 204–223.

Hall T.A. (1999): BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. Nucleic Acids Symposium Series 41: 95–98.

Haase M. & Misof B. (2009): Dynamic gastropods: stable shell polymorphism despite gene flow in the land snail *Arianta arbustorum*. Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research 47: 105–114. doi:10.1111/j.1439-0469.2008.00488.x

Haase M., Misof B., Wirth T., Baminger H. & Baur B. (2003): Mitochondrial differentiation in a polymorphic land snail: evidence for Pleistocene survival within the boundaries of permafrost. Journal of Evolutionary Biology 16: 415–428.

Hausdorf B. (2003): Latitudinal and altitudinal body size variation among north-west European land snail species. Global Ecology & Biogeography 12: 389–394.

Guiller A., Coutellec-Vreto M.A., Madec L. & Deunff J. (2001): Evolutionary history of the land snail *Helix aspersa* in the Western Mediterranean: preliminary results inferred from mitochondrial DNA sequences. Molecular Ecology 10: 81–87.

Jaksch K. (2012): Phylogeographie und Unterartklassifikation von *Clausilia dubia* Draparnaud, 1805 im östlichen Österreich (Gastropoda: Pulmonata: Clausiliidae). Diploma thesis, University of Vienna, 93 pp.

Junker S. (2015): Freilanduntersuchungen zur Autökologie von *Cochlodina laminata* (Montagu, 1803) (Gastropoda, Clausiliidae): Wiederfundraten, Bewegungsmuster, Habitatnutzung, Ausbreitungsdistanzen und Aktionsraumgrößen. Mitteilungen der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft 93: 15–28.

Kempermann C.M. & Gittenberger E. (1988): On morphology, function and taxonomic importance of the shell ribs in Clausiliidae (Mollusca: Gastropoda Pulmonata), with special reference to those in *Albinaria*. Basteria 52: 77–100.

Kerney M.P., Cameron R.A. & Jungbluth J.H. (1983): Die Landschnecken Nord- und Mitteleuropas. Paul Parey, Hamburg, Berlin, 384 pp.

Kirchner S., Harl J., Kruckenhauser L., Duda M., Sattmann H. & Haring E. (2016): Phylogeography and systematics of *Pyramidula* (Pulmonata: Pyramidulidae) in the eastern Alps: still a taxonomic challenge. Journal of Molluscan Studies 82: 110–121. https://doi.org/10.1093/mollus/eyv047

Klemm W. (1960): *Clausilia dubia,* Draparnaud und ihre Formen in Österreich. Archiv für Molluskenkunde 89(1/3): 81–109.

Klemm W. (1974): Die Verbreitung der rezenten Land-Gehäuse-Schnecken in Österreich. Denkschriften der Österreichischen Akademie der Wissenschaften (mathematisch-naturwissenschaftliche Klasse) 117: 1–503.

Kruckenhauser L., Duda M., Bartel D., Sattmann H., Harl J., Kirchner S. & Haring E. (2014): Paraphyly and budding speciation in the hairy snail (Pulmonata: Hygromiidae). Zoologica Scripta 43(3): 273–288. https://doi.org/10.1111/zsc.12046

Kuznetsova, A., Brockhoff, P. B., and Christensen, R. H. B. (2017). lmerTest Package: Tests in Linear Mixed Effects Models. J. Stat. Softw. 82, 1–26. doi:10.18637/jss.v082.i13.

Lozek V. (1964): Quartärmollusken der Tschechoslowakei. Rozpravy Ustredniho Ustavu Geologickeho 31: 1–374.

Mason K., Fehér Z., Bamberger S., Reier S., Szekeres M., Sattmann H., Kruckenhauser L., De Mattia W. & Haring E. (2020): New insights into and limitations of the molecular phylogeny in the taxon-rich land snail genus *Montenegrina* (Mollusca: Gastropoda: Clausiliidae). Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research 58: 662–690. https://doi.org/10.1111/jzs.12413

Mayr E. (1967): Artbegriff und Evolution (Übersetzt von G. Heberer). Parey, Hamburg, 617 pp.

Mayr E. (1969): Principles of Systematic Zoology. McGraw-Hill Book Co., New York 428 pp.

Nica D., Filimon M.N., Borozan A.B. & Vintilaă D. (2011): Can the environment induce intravariety changes of *Helix pomatia* conchological features? Analele Universitatii din Oradea, Fascicula Biologie TOM XVIII (2): 140–145.

Nordsieck H. (2002): The subspecies classification of *Clausilia dubia,* Draparnaud (Gastropoda: Stylommatophora: Clausiliidae), a critical revision. Mitteilungen der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft 68: 37–44.

Nordsieck H. (2007*):* Worldwide Door Snails (Clausiliidae). Recent and fossil. ConchBooks, Hackenheim, 214 pp.

Nordsieck H. & Neubert E. (2002): How to determine clausiliid species, I: Widespread species of *Clausilia* Draparnaud (Gastropoda: Stylommatophora: Clausiliidae). Mitteilungen der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft 68: 31–36.

Páll-Gergely B., Asami T. & Sólymos P. (2019): Subspecies description rates are higher in morphologically complex land snails. Zoologica Scripta 48: 185–193. https://doi.org/10.1111/zsc.12319

Patten M.A. (2015): Subspecies and the philosophy of science. The Auk: Ornithological Advances 132: 481–485

Posada D. (2008): jModelTest: phylogenetic model averaging. Molecular biology and evolution 25(7): 1253–1256. doi:10.1093/molbev/msn083

R Core Team (2020): A language and environment for statistical computing. R Found. Stat. Comput. doi:10 .1111/ j.1365-2621.1979.tb03829.x.

Rambaut A. & Drummond A.J. (2007): Tracer v1.4. Available from http://beast.bio.ed.ac.uk/Tracer.

Reischütz P.L. (1998): Vorschlag für deutsche Namen der in Österreich nachgewiesenen Schnecken- und Muschelarten. Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 6: 31–44.

Rohlf J.F. (2010): tpsDig v2.16. Department of Ecology and Evolution, State Univ. of New York.

Ronquist F. & Huelsenbeck J.P. (2003): MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. Bioinformatics 19 (12): 1572–1574. doi:10.1093/bioinformatics/btg180

Schilthuizen M. & Lombaerts M. (1994): Population Structure and Levels of Gene Flow in the Mediterranean Land Snail *Albinaria corrugata* (Pulmonata: Clausiliidae). Evolution 48(3): 577–586.

Schmidt A. (1857): Die kritischen Gruppen der Europäischen Clausilien. H. Costenoble, Leipzig, 63 pp.

Sudhaus W. & Rehfeld K. (1992): Einführung in die Phylogenetik und Systematik. G. Fischer, Stuttgart-Jena-NewYork, 241 pp.

Solem A. (1972): Microarmature and barriers in the apertures of land snails. Veliger 15: 81–87. Tamura K., Peterson D., Peterson N., Stecher G., Nei M. & Kumar S. (2011): MEGA5: molecular evolutionary genetics analysis using maximum likelihood, evolutionary distance, and maximum parsimony methods. Molecular biology and evolution 28 (10): 2731–2739. doi:10.1093/molbev/msr121

Thomaz D., Guiller A. & Clarke B. (1996): Extreme divergence of mitochondrial DNA within species of pulmonate land snails. Proceedings of the Royal Society of London, Series B 263: 363–368.

Tschapeck H. (1883): Formen der *Clausilia dubia* Draparnaud in Steiermark. Nachrichtenblatt der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft 14: 20–25.

Welter-Schultes F.W. (2000): The pattern of geographical and altitudinal variation in the land snail *Albinaria idaea* from Crete (Gastropoda: Clausiliidae). *Biological Journal of the Linnean Society* 71(2): 237–250. https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.2000.tb01256.x

Welter-Schultes F.W. (2010): Revision of the genus *Albinaria* in Crete (Greece): presence of geographically variable monotypic and polytypic species. Archiv für Molluskenkunde 139(2): 143–246. doi:10.1127/arch.moll/1869-0963/139/143-245

Welter-Schultes F.W. (2012): European non-marine molluscs, a guide for species identification. Planet Poster Editions, Göttingen, 679 pp.

Plate 1. Subspecies of *Clausilia dubia. C. d. dubia* (NHMW 109000/AL/01653/6747), *C. d. bucculenta* (NHMW 79000/K/11390), *C. d. gracilior* (NHMW 79000/K/11275), *C. d. huettneri* (NHMW 79000/K/11228), *C. d. kaufeli* (Paratype, NHMW 40036), *C. d. moldanubica* (Paratype, NHMW 44957).

Plate 2. Subspecies of *Clausilia dubia. C. d. obsoleta* (NHMW 79000/K/35698), *C. d. runensis* (NHMW 109000/AL/0211/6291), *C. d. schlechtii* (NHMW 109000/AL/01621/6305), *C. d. s peciosa* (NHMW 109000/AL/01652/6746), *C. d. tettelbachiana* (NHMW 109000/AL/01643/6729), *C. d. vindobonensis* (Paratype, NHWM 31080).

Appendix 1. Specimens investigated. IndID refers to the collection number in the Mollusc Collection at the NHMW (the complete numbers contain, besides the numbers provided in the table, the prefix "Mollusca NHMW 109000/AL"; e.g., Mollusca NHMW 109000/AL /02117/6288). Region codes: RSB = Rax-Schneeberg Region, GUT = Gutenstein Alps, YBB = Ybbstal Alps, RGM = Prealps east of the Mur, WIW = Wienerwald, WAV = Waldviertel, WAU = Wachau. Within each geographic area, sometimes several sampling localities were sampled, which are defined by their Sample ID. Details for Sample IDs are given in Appendix 2. Morph.: + = included in morphological analysis; *COI:* BOLD Accession numbers.

IndID	Region	Area / Sample ID	Clade	*COI*	Morph.
C. d. bucculenta					
02117/6288	RGM	Schlattenbachtal, Scheiblingkirchen / 575	4	ALNHM414-20	+
02117/6289	RGM	Schlattenbachtal, Scheiblingkirchen / 575	4	ALNHM415-20	+
02117/6290	RGM	Schlattenbachtal, Scheiblingkirchen / 575	4	ALNHM416-20	+
02117/6292	RGM	Schlattenbachtal, Scheiblingkirchen / 575	4	ALNHM418-20	+
C. d. dubia					
01596/6076	RGM	Thernberg, Ruine Thernberg / 282	4	ALNHM396-20	
01601/6095	GUT	Gutensteineralpen, Berndorf / 315	4	ALNHM402-20	
01599/6110	GUT	Ternitz, Gösing, Flatzerwand / 300	4	ALNHM398-20	+
01599/6111	GUT	Ternitz, Gösing, Flatzerwand / 300	4	ALNHM399-20	+
01599/6112	GUT	Ternitz, Gösing, Flatzerwand / 300	4	ALNHM400-20	+
01610/6121	RGM	Burgruine Grimmenstein / 481	4	ALNHM409-20	+
01627/6525	RGM	Schlattenbachtal, Neustift / 602	4	ALNHM443-20	
01627/6526	RGM	Schlattenbachtal, Neustift / 602	3	ALNHM444-20	+
01627/6527	RGM	Schlattenbachtal, Neustift / 602	3	ALNHM445-20	+
02118/6528	RGM	Seebenstein, Türkensturz / 603	3	ALNHM446-20	+
02118/6529	RGM	Seebenstein, Türkensturz / 603	4	ALNHM447-20	+
02118/6530	RGM	Seebenstein, Türkensturz / 603	4	ALNHM448-20	+
01636/6547	GUT	Piestingtal, Pernitz, Hirschwände / 609	4	ALNHM461-20	+
01636/6549	GUT	Piestingtal, Pernitz, Hirschwände / 609	4	ALNHM463-20	+
01636/6550	GUT	Piestingtal, Pernitz, Hirschwände / 609	4	ALNHM464-20	+
01636/6551	GUT	Piestingtal, Pernitz, Hirschwände / 609	2A	ALNHM465-20	+
01638/6552	WIW	Triestingtal, Berndorf / 610	3	ALNHM466-20	+
01638/6553	WIW	Triestingtal, Berndorf / 610	3	ALNHM467-20	
01638/6554	WIW	Triestingtal, Berndorf / 610	3	ALNHM468-20	+
01648/6737	WIW	Halterbachtal, Spitalwiese / 627	4	ALNHM485-20	+
01648/6738	WIW	Halterbachtal, Spitalwiese/ 627	4	ALNHM486-20	+
01648/6739	WIW	Halterbachtal, Spitalwiese / 627	4	ALNHM487-20	+
01649/6740	WIW	Gainfarn, Ruine Merkenstein / 629	4	ALNHM488-20	+
01653/6747	WAV	Raabs/Thaya, Ruine Kollmitz / 670	4	ALNHM495-20	+
01653/6748	WAV	Raabs/Thaya, Ruine Kollmitz / 670	4	ALNHM496-20	
01653/6749	WAV	Raabs/Thaya, Ruine Kollmitz / 670	4	ALNHM497-20	+
01655/6750	WAV	Irnfritz-Messern, Ruine Grub / 671	4	ALNHM498-20	+
01655/6751	WAV	Irnfritz-Messern, Ruine Grub / 671	4	ALNHM499-20	+
01655/6752	WAV	Irnfritz-Messern, Ruine Grub / 671	4	ALNHM500-20	+
02096/6753	WIW	Triestingtal, Peilstein, Peilsteinwände / 672	1	ALNHM501-20	
02096/6754	WIW	Triestingtal, Peilstein, Peilsteinwände / 672	4	ALNHM502-20	+
02096/6755	WIW	Triestingtal, Peilstein, Peilsteinwände / 672	1	ALNHM503-20	
01608/6756	GUT	Piestingtal, Waldegg / 477	2A	ALNHM407-20	
C. d. gracilior					
01575/5999	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51	4	ALNHM366-20	+
01575/6000	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51	3	ALNHM367-20	+
02112/6001	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51			+
01575/6003	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51	1	ALNHM368-20	

02112/6004	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51			+
02112/6005	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51			+
02112/6006	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51			+
01576/6011	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 52	4	ALNHM369-20	+
01584/6191	YBB	Lunz, Herdenglhöhle / 129	4	ALNHM386-20	+
01614/6293	RGM	Semmering, Maria Schutz / 576	4	ALNHM419-20	+
01614/6296	RGM	Semmering, Maria Schutz / 576	3	ALNHM421-20	+
01614/6297	RGM	Semmering, Maria Schutz / 576	3	ALNHM422-20	+
01617/6298	GUT	Hohe Wand, Große Kanzel, Springlessteig / 578	4	ALNHM423-20	+
C. d. huettneri					
02111/5920	RGM	Semmering, Sonnwendstein, Pollereshütte / 6	4	ALNHM365-20	+
01577/5923	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79			+
01598/5927	GUT	Ternitz, Gösing, Flatzerwand / 300	4	ALNHM397-20	
02115/6018	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79			+
01577/6019	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79	4	ALNHM377-20	+
01581/6028	RSB	Rax, Thörlweg / 83	4	ALNHM382-20	
01606/6101	GUT	Ternitz, Gösing / 449	4	ALNHM405-20	+
01606/6104	GUT	Ternitz, Gösing /449	4	ALNHM406-20	
01616/6295	RGM	Semmering, Maria Schutz / 576			+
01618/6299	GUT	Hohe Wand, Große Kanzel, Springlessteig / 578	4	ALNHM424-20	+
01618/6302	GUT	Hohe Wand, Große Kanzel, Springlessteig / 578	4	ALNHM427-20	
01620/6303	RSB	Sierningtal, Stixenstein, Schlosspark / 582	4	ALNHM428-20	+
01626/6317	RSB	Schneeberg, Waxriegel, Niederer Hengst / 586	4	ALNHM442-20	+
01630/6535	RSB	Höllental, Naßwald / 605	4	ALNHM452-20	+
01634/6544	RSB	Piestingtal, Gutenstein / 608	4	ALNHM458-20	+
01634/6545	RSB	Piestingtal, Gutenstein / 608	3	ALNHM459-20	+
01637/6548	GUT	Piestingtal, Pernitz, Hirschwände / 609	3	ALNHM462-20	+
C. d. kaeufeli					
01587/5925	RSB	Schneeberg, Fadensteig, Fadenwände / 172	2B	ALNHM389-20	
01595/5926	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 178	1	ALNHM395-20	
01594/5936	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Ochsenboden / 177	4	ALNHM394-20	
02115/6014	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79			+
02116/6068	RSB	Schneeberg, Klosterwappen / 176			+
02116/6069	RSB	Schneeberg, Klosterwappen / 176			+
01595/6072	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 178			+
01625/6314	RSB	Schneeberg, Fischerhütte / 585	4	ALNHM439-20	+
01625/6315	RSB	Schneeberg, Fischerhütte / 585	4	ALNHM440-20	
01625/6316	RSB	Schneeberg, Fischerhütte / 585	4	ALNHM441-20	+
01641/6724	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 623	1	ALNHM472-20	+
01642/6728	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 624	1	ALNHM476-20	+
01646/6735	RSB	Schneeberg, Kaiserstein / 626	4	ALNHM483-20	+
C. d. moldanubica					
01580/5924	WAU	Wachau, Mautern, Stift Göttweig / 81	4	ALNHM378-20	+
01580/6023	WAU	Wachau, Mautern, Stift Göttweig / 81	4	ALNHM379-20	
01580/6024	WAU	Wachau, Mautern, Stift Göttweig / 81	4	ALNHM380-20	+
01580/6025	WAU	Wachau, Mautern, Stift Göttweig / 81	4	ALNHM381-20	+
01580/6026	WAU	Wachau, Mautern, Stift Göttweig / 81			+
01580/6027	WAU	Wachau, Mautern, Stift Göttweig / 81			+

C. d. obsoleta					
01574/5975	RGM	Semmering, Maria Schutz / 5	4	ALNHM364-20	+
01582/6056	YBB	Dürrenstein, Gipfelregion / 112	4	ALNHM383-20	+
01582/6057	YBB	Dürrenstein, Gipfelregion / 112	4	ALNHM384-20	+
01602/6116	GUT	Gutensteiner Alpen, Halbachtal, Kleinzell / 316			+
01602/6118	GUT	Gutensteiner Alpen, Halbachtal, Kleinzell / 316	2B	ALNHM403-20	+
01610/6123	RGM	Grimmenstein, Burgruine / 481			+
01615/6294	RGM	Semmering, Maria Schutz / 576	4	ALNHM420-20	+
C. d. runensis					
01609/6105	RGM	Seebenstein, Türkensturz / 480	1	ALNHM408-20	+
02117/6291	RGM	Schlattenbachtal, Scheiblingkirchen / 575	1	ALNHM417-20	+
01650/6741	WIW	Gainfarn, Ruine Merkenstein / 629	1	ALNHM489-20	+
01650/6742	WIW	Gainfarn, Ruine Merkenstein / 629	1	ALNHM490-20	+
C. d. schlechtii					
02114/5922	RSB	Höllental, Krummbachgraben / 59	4	ALNHM373-20	+
01605/5930	GUT	Ternitz, Gösing / 449	4	ALNHM404-20	
02113/5979	RSB	Höllental, Weichtalklamm / 58	3	ALNHM370-20	
01573/5996	RGM	Semmering, Maria Schutz / 4			+
02112/6002	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51			+
02112/6006	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51			+
02112/6007	RGM	Semmering, Breitenstein, Adlitzgraben / 51			+
02114/6012	RSB	Höllental, Krummbachgraben / 59	4	ALNHM374-20	+
01579/6017	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79	4	ALNHM376-20	+
01583/6058	RSB	Rax, Jakobskogel, Große Kanzel / 125	3	ALNHM385-20	
01589/6066	RSB	Schneeberg, Kaiserstein / 175			+
01619/6300	GUT	Hohe Wand, Große Kanzel, Springlessteig / 578	4	ALNHM425-20	+
01619/6301	GUT	Hohe Wand, Große Kanzel, Springlessteig / 578	4	ALNHM426-20	+
01621/6304	RSB	Sierningtal, Stixenstein, Schlosspark / 582	4	ALNHM429-20	+
01621/6305	RSB	Sierningtal, Stixenstein, Schlosspark / 582	4	ALNHM430-20	+
01621/6306	RSB	Sierningtal, Stixenstein, Schlosspark / 582	4	ALNHM431-20	+
01621/6307	RSB	Sierningtal, Stixenstein, Schlosspark / 582	4	ALNHM432-20	+
01624/6312	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 584	4	ALNHM437-20	+
01624/6313	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 584	4	ALNHM438-20	+
01628/6531	RSB	Höllental, Abbrennbrücke / 604	4	ALNHM449-20	+
01628/6533	RSB	Höllental, Abbrennbrücke / 604	4	ALNHM450-20	+
01628/6534	RSB	Höllental, Abbrennbrücke / 604	4	ALNHM451-20	+
01629/6536	RSB	Höllental, Naßwald / 605	4	ALNHM453-20	+
01629/6537	RSB	Höllental, Naßwald / 605	4	ALNHM454-20	+
01631/6539	RSB	Höllental, Kornbrandmauer / 606	4	ALNHM455-20	+
01639/6555	WIW	Triestingtal, Berndorf / 610	4	ALNHM469-20	
01639/6556	WIW	Triestingtal, Berndorf / 610	4	ALNHM470-20	+
01644/6732	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 625	2A	ALNHM480-20	+
01645/6733	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 625	4	ALNHM481-20	+
01651/6743	GUT	Gutensteiner Alpen, Halbachtal, Rossbachklamm / 669	4	ALNHM491-20	+
01651/6744	GUT	Gutensteiner Alpen, Halbachtal, Rossbachklamm / 669	4	ALNHM492-20	
C. d. speciosa					
02113/5982	RSB	Höllental, Weichtalklamm / 58	4	ALNHM371-20	
02113/5983	RSB	Höllental, Weichtalklamm / 58	4	ALNHM372-20	+
01591/6065	RSB	Schneeberg, Fadensteig, Kaiserstein / 175	4	ALNHM392-20	+
01600/6093	GUT	Schwarzatal, Tiefental / 313	4	ALNHM401-20	+

01652/6745	GUT	Gutensteiner Alpen, Halbachtal, Rossbachklamm / 669	4	ALNHM493-20	+
01652/6746	GUT	Gutensteiner Alpen, Halbachtal, Rossbachklamm / 669	1	ALNHM494-20	+
C. d. tettelbachiana					
01612/5931	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 530	4	ALNHM410-20	
01593/5935	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Ochsenboden / 177	4	ALNHM393-20	
02115/6013	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79			+
01578/6016	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79	4	ALNHM375-20	+
02115/6021	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79			+
02115/6022	RSB	Rax, Bismarcksteig / 79			+
01585/6059	RSB	Schneeberg, Fadensteig, Fadenwände / 170	1	ALNHM387-20	+
01586/6060	RSB	Schneeberg, Fadensteig, Fadenwände / 171	1	ALNHM388-20	+
01588/6062	RSB	Schneeberg, Fadensteig, Fadenwände / 172	4	ALNHM390-20	+
01590/6064	RSB	Schneeberg, Fadensteig, Kaiserstein / 175	4	ALNHM391-20	+
02116/6067	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 176			+
01592/6070	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Ochsenboden / 177			+
01612/6106	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Ochsenboden / 530			+
01613/6285	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Hahnriegel / 574	4	ALNHM411-20	+
01613/6286	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Hahnriegel / 574	1	ALNHM412-20	+
01613/6287	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Hahnriegel / 574	4	ALNHM413-20	+
01622/6308	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 583	1	ALNHM433-20	+
01622/6309	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 583	1	ALNHM434-20	+
01622/6310	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 583	1	ALNHM435-20	+
01623/6311	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 584	4	ALNHM436-20	+
01635/6546	RSB	Piestingtal, Gutenstein / 608	4	ALNHM460-20	+
01640/6723	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 623	1	ALNHM471-20	+
01640/6725	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 623	1	ALNHM473-20	+
01640/6726	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 623	1	ALNHM474-20	+
01643/6727	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 624	1	ALNHM475-20	+
01643/6729	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 624	1	ALNHM477-20	
01643/6730	RSB	Schneeberg, Waxriegel / 624	1	ALNHM478-20	+
01644/6731	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 625	4	ALNHM479-20	+
01644/6734	RSB	Schneeberg, Hochschneeberg, Klosterwappen / 625	4	ALNHM482-20	+
01647/6736	RSB	Schneeberg, Kaiserstein, Fischerhütte / 626	4	ALNHM484-20	+
C. d. vindobonensis					
02119/6885	WIW	Wienerwald, Wien, Leopoldsberg / 679	4	ALNHM504-20	+
02119/6886	WIW	Wienerwald, Wien, Leopoldsberg / 679	4	ALNHM505-20	+
02119/6887	WIW	Wienerwald, Wien, Leopoldsberg / 679	4	ALNHM506-20	+
02119/6888	WIW	Wienerwald, Wien, Leopoldsberg / 679	4	ALNHM507-20	+
02119/6889	WIW	Wienerwald, Wien, Leopoldsberg / 679	4	ALNHM508-20	+
Neostyriaca corynodes					
01632/6541	RSB	Höllental, Saurüsselbrücke / 607		ALNHM456-20	

Appendix 2. Coordinates and altitude (meters above sea level) of sampling localities (Sample ID). Sample IDs are the same as in Appendix 1.

Sample ID	Latitude	Longitude	Elevation
2	48.14	16.90	144
4	47.64	15.88	788
5	47.63	15.88	871
6	47.63	15.86	1477
51	47.66	15.84	650
52	47.66	15.84	650
58	47.75	15.77	592
59	47.73	15.79	556
79	47.69	15.71	1787
81	48.37	15.61	407
83	47.71	15.77	1592
112	47.79	15.06	1786
125	47.71	15.75	1734
129	47.84	14.98	850
170	47.79	15.81	1393
171	47.79	15.81	1525
172	47.79	15.81	1562
175	47.78	15.81	1910
176	47.77	15.81	1994
177	47.77	15.81	1905
178	47.76	15.83	1873
282	47.66	16.19	583
300	47.75	16.00	671
313	47.88	15.65	739
315	47.96	16.04	412
316	47.95	15.71	507
449	47.74	15.98	356
477	47.87	16.05	412
480	47.68	16.14	550
481	47.63	16.12	677
504	48.34	15.92	185

Sample ID	Latitude	Longitude	Elevation
530	47.77	15.81	2024
574	47.76	15.83	1804
575	47.66	16.14	382
576	47.63	15.87	771
578	47.81	16.02	744
582	47.75	15.98	448
583	47.76	15.83	1858
584	47.77	15.81	1994
585	47.77	15.81	1980
586	47.75	15.87	1197
602	47.66	16.16	395
603	47.68	16.14	550
604	47.73	15.80	508
605	47.77	15.69	626
606	47.74	15.78	517
607	47.76	15.69	630
608	47.88	15.87	489
609	47.92	15.94	640
610	47.94	16.11	321
623	47.76	15.83	1870
624	47.76	15.83	1860
625	47.77	15.81	2024
626	47.77	15.81	2005
627	48.23	16.24	276
629	47.98	16.13	457
669	47.91	15.68	914
670	48.82	15.53	440
671	48.71	15.51	460
672	48.00	16.05	560
679	48.27	16.34	425

Arianta	Volume 8	58 – 60	Vienna, December 2020

Buchbesprechung/Book review

Peter Glöer: The Freshwater Gastropods of the West-Palaearctis Volume 1

Fresh- and Brackish Waters Except Spring and Subterranean Snails – Identification Key, Anatomy, Ecology, Distribution. Biodiversity Research Lab, Hetlingen, 2019

Bestellung: info@malaco.de

Michael Duda

Central Research Laboratories, Museum of Natural History Vienna, 1010 Vienna, Austria

Correspondence: michael.duda@nhm-wien.ac.at

Dieses Buch ist de-facto die verbesserte und erweiterte Neuauflage des mittlerweile nicht mehr erhältlichen Werkes „Süßwassergastropoden Nord- und Mitteleuropas. Bestimmungsschlüssel, Lebensweise, Verbreitung“ (Glöer 2002).

Was gleich zu Beginn auffällt, ist die Unzahl an detaillierten conchologischen und anatomischen Darstellungen und Abbildungen, welche in diesem Buch zu finden sind, vor allem in Hinblick auf eindeutige Unterscheidungsmerkmale. Stellvertretend seien die Arten der schwierig zu bestimmenden Gattung *Gyraulus* hervorgehoben. Auf 31 Seiten werden die Arten dieser Gattung, welche im besprochenen Gebiet vorkommen, ausführlich beschrieben und dokumentiert. Es werden zahlreiche fotografische Abbildungen zu Schalen- und Genitalmorphologie geliefert. Dort, wo dies nicht der Fall ist, liegt es schlicht an der Tatsache, dass es nicht mehr Informationen zu dieser Art gibt. Zu diesem Buch wurden auch zahlreiche andere Fachleute zu Rate gezogen, die auch Fotomaterial spendeten. Dies ist die absolute Stärke des Buches und wird garantieren, dass es auch in einigen Jahrzehnten noch als Standardwerk dienen wird. Zwei zusätzliche Punkte unterscheiden das Werk im Vergleich zu seinem Vorgänger, Glöer (2002): Der geographische Bezugsrahmen ist mit der gesamten Westpaläarktis wesentlich größer und die *Hydrobiidae* s.l. wurden - wie im Titel angekündigt - ausgespart. Der letzte Punkt erscheint verständlich angesichts der im Moment sich ständig veränderten Taxonomie dieser Gruppe (Richling et al. 2017, Wilke et al. 2013). Im Vorwort erwähnt der Autor, dass er im Zweifelsfalle eher bei der Aufspaltung von Arten bleibe, als sie zusammen zu fassen. Auf der Internetplattform „Researchgate“ hat dies schon zu einer Diskussion über die Validität der Art *Segmentina oelandica* (Westerlund, 1885) geführt. Hierbei wurde erwähnt, dass die weit verbreitete Art *Segmentina nitida* (Müller, 1774) einer Revision bedarf und möglicherweise aus mehreren kryptischen Arten besteht. (Researchgate 2019). Auch in Hinblick der vielen in den letzten Jahren beschriebenen Arten im mediterranen Raum wird es mit Fortschreiten der wissenschaftlichen Erkenntnisse einige Neuerungen geben. In diesem Sinne wird dieses Buch auch eine Quelle der Inspiration für zukünftige Revisionen sein. An dieser Stelle sei auch betont, dass, wann auch immer neue Merkmale zur Bestimmung schwieriger Arten oder Artengruppen entdeckt werden, sie mit entsprechender Breitenwirkung publiziert werden sollten, damit sie bei zusammenstellenden Werken wie diesem, berücksichtigt werden können.

Nur in einigen wenigen Fällen weist das Buch Detailschwächen auf. Dies betritt das im Titel erwähnte Kapitel „Distribution“, besonders was lokale Verbreitungsangaben betrifft. Exemplarisch seien zwei Beispiele aus Österreich genannt: So ist die dargestellte Verbreitung von *Anisus vorticulus* in Österreich auf einem veralteten Stand von Klemm (1960). Es wird angegeben, dass *A. vorticulus* in Österreich nur in Vorarlberg, Nordtirol, Niederösterreich und dem Nordburgenland vorkomme. Schrattenecker-Travnitzky et al. (2014) jedoch zeigten, dass die Art auch in Kärnten, Salzburg und Wien vorkommt. Verwirrend, wenn nicht sogar irreführend sind auch die Angaben zur Verbreitung von *Esperiana* (*Microcolpia*) *daudebardii daudebardii* und *Esperiana* (*Microcolpia*) *daudebardii acicularis* [Nomenklatur entsprechend Glöer (2019)]. *Esperiana* (*Microcolpia*) *daudebardii daudebardii*, welche als österreichischer Endemit (Fischer 2002, Reischütz & Reischütz 2009, Bank & Neubert 2017) auf Thermalquellen an der Thermenlinie beschränkt ist, wird in diesem Buch auch für die Drau und rund um Budapest gemeldet. Die im Donauraum verbreitete zweite Unterart *Esperiana* (*Microcolpia*) *daudebardii acicularis* wird hingegen auch für die Thermalquellen von Bad Vöslau erwähnt. Zur Klärung dieser Sachverhalte hätte die oben angegebene Literatur herangezogen werden können. Ebenfalls auffällig ist, dass die Gattung *Esperiana* nicht unter ihren Synonymen *Microcolpia* und *Fagotia* im Index am Ende des Buches gefunden werden kann.

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass es sich bei Glöer (2019) um ein hervorragendes Bestimmungsbuch für aquatische Gastropoden handelt. Hochwertige Abbildungen, welche auf artunterscheidende Merkmale hinweisen, erleichtern das Erkennen und Bestimmen. Gewisse Schwächen sind aber in den Verbreitungsangaben zu erkennen. Wer sich mit der aktuellen regionalen Verbreitung einzelner Arten beschäftigt, sollte sicherheitshalber auch Spezialliteratur zu den jeweiligen Arten zu Rate ziehen. Dies trübt jedoch nicht den positiven Gesamteindruck, den das Studium dieses Werks hinterlässt.

English book report

This book is an amply enhanced follow-up of the work "Süßwassergastropoden Nord- und Mitteleuropas Bestimmungsschlüssel, Lebensweise, Verbreitung" (Glöer 2002).

What is conspicuous right from the start is the high number of detailed conchological and anatomical figures and illustrations that can be found in this book, especially with regard to clear distinctive features. As an example, the species of the genus *Gyraulus* occurring in the area covered by this book, are difficult to determine. They are described and documented very detailed on 31 pages. Numerous photographic images of shells and genital morphology are provided. Where this is not the case, it is simply due to limited information available on this species. Many other experts were also consulted for this book who also donated photographic material. This is one of the major strengths of the book and will guarantee that it will continue to serve as a standard work for several decades to come. The book is different in two major aspects compared to its predecessor, Glöer's 2002 work: the geography is much larger covering the entire western Palearctic. Moreover, Hydrobiidae s.l. have been left out, as announced in the title. This is understandable considering the taxonomy of this group, which is constantly changing at the moment (Richling et al. 2017, Wilke et al. 2013). In the foreword, the author mentions that in case of doubt, he would rather split than lump species. On the internet platform "Researchgate" this has already led to a discussion (Researchgate 2019) about the validity of the species *Segmentina oelandica* (Westerlund, 1885). It was mentioned here that this far-spread species needs a revision (Researchgate 2019) because of a presumed occurrence of yet unknown species within *Segmentina nitida*. With regard to the many species described in the Mediterranean region in recent years, there will be some new descriptions as scientific knowledge proceeds. In this sense, this book will become a source of inspiration for future revisions. At this point it should also be stated that, whenever new features for the determination of difficult species or groups of species are discovered, such information should be published to be considered for comprehensive works like this one.

In a few cases there are also weaknesses, especially in the chapter "Distribution" mentioned in the title, especially concerning small-scale distribution information. Two examples from Austria may be mentioned: the distribution of *Anisus vorticulus* in Austria is based on an outdated state of knowledge by Klemm (1960), mentioning the occurrence of this species only in Vorarlberg, Tyrol, Lower Austria and Northern Burgenland. The presently known distribution of this species in Austria is shown by Schrattenecker-Travnitzky et al. (2014) and also includes Carinthia, Salzburg and Vienna. The information on the distribution of *Esperiana* (*Microcolpia*) *daudebardii daudebardii* and *Esperiana* (*Microcolpia*) *daudebardii acicular*is is also confusing, if not misleading (nomenclature corresponding to that in Glöer 2019). The nominal subspecies *E. d. daudebartii*, which actually is endemic to thermal springs on the East Austrian thermal line (Fischer 2002, Reischütz & Reischütz 2009, Bank & Neubert 2017) is reported in this book for Drava river and around Budapest, whereas the subspecies *E.* (*M.*) *d. acicularis*, actually common in the whole Danube region, is recorded in the book also for the Vöslau thermal brook. The fact, that neither the subgenus *Microcolpia* nor the (proposed) synonym *Esperiana* is listed in the Index is also remarkable.

In summary, Glöer (2019) is an excellent identification book for aquatic gastropods. High-quality images, which indicate distinguishing traits, make it easy to recognize and determine species. Some uncertainties are found in the chapter "Distribution". Therefore, for studying the current regional distribution of a single species, it is advisable to consult also special literature on the respective species. However, a few inaccuracies in terms of distribution do not at all impair the overall positive impression that this work leaves behind.

References

Bank R.A & Neubert E. (2017): MolluscaBase. Checklist of the land and freshwater Gastropoda of Europe. In: WoRMS-World Register of Marine Species. 4. April 2020.

Glöer P. (2002): Süßwassergastropoden Nord- und Mitteleuropas. Bestimmungsschlüssel, Lebensweise, Verbreitung. Mollusca; 1; Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile nach ihren Merkmalen und nach ihrer Lebensweise; Teil 73. ConchBooks, Hackenheim.

Fischer W. (2002): Bemerkungen zu Glöer (2002): Die Süßwassergastropoden Nord- und Mitteleuropas (Beiträge zur Kenntnis der rezenten und fossilen Melanopsidae VII). Nachrichtenblatt der Ersten Vorarlberger Malakologischen Gesellschaft 10: 5–7.

Reischütz A. & Reischütz P.L. (2009): Mollusca (Weichtiere). In: Rabitsch W. & Essl F. (Eds.) Endemiten – Kostbarkeiten in Österreichs Pflanzen- und Tierwelt: 318–376, Naturwissenschaftlicher Verein für Kärnten und Umweltbundesamt, Klagenfurt und Wien.

Researchgate 2019: https://www.researchgate.net/post/Segmentina_oelandica_status. 3. March 2020.

Richling I., Malkowsky Y., Kuhn J., Niederhöfer H.J. & Boeters H. (2017): A vanishing hotspot — the impact of molecular insights on the diversity of Central European *Bythiospeum* Bourguignat, 1882 (Mollusca: Gastropoda: Truncatelloidea). Organisms Development and Evolution 17: 67–85.

Wilke T., Haase M., Hershler R., Liu H.P., Misof B. & Ponder W. (2013): Pushing short DNA fragments to the limit: Phylogenetic relationships of 'hydrobioid' gastropods (Caenogastropoda: Rissooidea). Molecular Phylogenetics and Evolution 66: 715–736.

Schrattenecker-Travnitzky R., Brameshuber S. & Patzner R.A. (2014): Malakozönose mit der FFH-Art *Anisus vorticulus* (Troschel 1834) (Gastropoda: Planorbidae) am Obertrumersee (Salzburg, Österreich). Mitteilungen der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft 92: 5–12.

Instruction for authors of Arianta

Arianta is the scientific journal of the Society Mollusc Research Austria (MoFA) that publishes original papers of malacological research. By submitting a manuscript, the authors guarantee that the work has not been published or submitted elsewhere. Manuscript acceptance is decided by the editors, the decisions being based on international peer-reviews.

Submission

Manuscripts must be submitted in electronic form in MS Word (or compatible) together with a pdf-file including the illustrations. We strongly recommend to submit manuscripts in English language. Submission in German requires prior agreement by the editors. Abstracts should be in English as well as in German. Authors are requested to refer to the structure of the Arianta articles starting with issue **7** (2019).

After acceptance, authors must provide a signed copyright statement (assigning the Society Mollusc Research Austria the rights to print the work and host it on its web platform).

Reprints are not available, but the authors will receive a pdf file of their work for non-commercial use (i.e., may be hosted on a personal website and shared with fellow researchers).

Manuscript structure

Manuscript should be organized as follows: Title page (title, full names and addresses of all co-authors, corresponding author, key words, short title for running head), Abstracs (in both languages), Introduction, Material and Methods, main body of text (e.g., Results, Discussion, Conclusions), Acknowledgements, References, Figure Captions, Tables (as separate files).

Formatting

Texts without special formatting. Species and genus names in *Italics*. Avoid tabs or spaces as text structures.

Tables should be in MS Word without using tabs. Save as separate file.

Illustrations can be submitted as line drawings or as photos. All illustrations must be submitted **as separate files**. Please also attach image labels separately in the text file. Photos in at least 300 dpi resolution, line drawings 600 dpi resolution, each in the later print size (image width 90 or 184 mm). Other formats are also possible on request (maximum picture width 195 mm, maximal height 220 mm). Picture plates are recommended for more than one image.

Bibliography: Citations in the text must be documented in the bibliography. The titles must be complete and cited in the original wording.

Titles in unusual languages should be accompanied by a translation. The literature should be cited as in the following examples:

Author A.M. (1989): Title of the article. Journal title (full title) 56: 1-35.

Author A.M. (1998): Title of the book. Publisher, place of publication, number of pages p.p.

Author A.M. (1998): Title of the contribution. In: Author, C. (Ed.): Title of the book: 125-135, publisher, place of publication.

Author A., Author B. & Author C. (1996): Title of the article. Journal title (full titled) 56: 1-35.

Please do not use tabs in the bibliography.

Address

Manuscripts and correspondence regarding manuscripts should be sent to: Dr. Elisabeth Haring or Dr. Helmut Sattmann: E-mail: team@molluskenforschung.at

Hinweise für Autoren von Arianta

Arianta ist die wissenschaftliche Zeitschrift des Vereins Molluskenforschung Austria (MoFA), die Originalarbeiten im Bereich malakologischer Forschung veröffentlicht. Mit der Einreichung eines Manuskripts garantieren die Autoren, dass das Werk nicht veröffentlicht oder anderweitig eingereicht wurde. Über die Annahme der Manuskripte entscheiden die Herausgeber, wobei die Entscheidungen auf internationalen Peer-Reviews beruhen.

Einreichung

Manuskripte sind in elektronischer Form in MS Word (oder kompatibel) zusammen mit einer PDF-Datei mit den Abbildungen einzureichen. Wir empfehlen dringend, Manuskripte in englischer Sprache einzureichen. Die Einreichung in deutscher Sprache bedarf der vorherigen Zustimmung der Herausgeber. Die Abstracts sollten sowohl in englischer als auch in deutscher Sprache verfasst sein. Autoren werden gebeten, sich auf die Struktur der Arianta-Artikel ab Ausgabe 7 (2019) zu beziehen. Nach der Annahme müssen die Autoren eine unterzeichnete Urheberrechtserklärung vorlegen (die der Gesellschaft Molluskenforschung Austria die Rechte zum Drucken des Werks und zum Hosten auf ihrer Webplattform überträgt). Nachdrucke sind nicht verfügbar, aber die Autoren erhalten eine PDF-Datei ihrer Arbeit für nichtkommerzielle Zwecke (d.h. diese PDF-Dateien können z. B. auf einer persönlichen Website gehostet und mit anderen Forschern geteilt werden).

Manuskript-Struktur

Manuskripte sollte wie folgt aufgebaut sein: Titelseite (Titel, vollständige Namen und Anschriften aller Mitautoren, korrespondierender Autor, Schlüsselwörter, Kurztitel für den laufenden Kopf), Abstracts (in beiden Sprachen), Einleitung, Material und Methoden, Haupttext (z.B. Ergebnisse, Diskussion, Schlussfolgerungen), Danksagungen, Literaturverzeichnis, Bildunterschriften, Tabellen (als eigene Dateien).

Formatierung

Texte ohne spezielle Formatierung. Arten- und Gattungsnamen in *Kursivschrift*. Vermeiden Sie Tabulatoren oder Leerzeichen als Textstrukturen.

Tabellen sollten in MS Word ohne Verwendung von Tabulatoren erstellt werden. Als eigene Datei speichern.

Abbildungen können als Strichzeichnungen oder als Fotos eingereicht werden. Alle Abbildungen sind als separate Dateien einzureichen. Abbildungen sollen keine Abbildungsunterschriften enthalten, diese sollen Teil des Manuskripttextes sein (siehe oben). Fotos müssen mindestens 300 dpi Auflösung haben, Strichzeichnungen mit 600 dpi Auflösung. Abbildungen sollten jeweils in der späteren Druckgröße (Bildbreite 90 oder 184 mm) angefertigt werden. Auf Anfrage sind auch andere Formate möglich (maximale Bildbreite 195 mm, maximale Höhe 220 mm). Für mehr als ein Bild werden Bildtafeln empfohlen.

Literaturverzeichnis

Zitate im Text sind im Literaturhinweis zu dokumentieren. Die Titel müssen vollständig sein und im Originaltext zitiert werden. Titel in ungewöhnlichen Sprachen sollten von einer Übersetzung begleitet werden. Die Literatur sollte wie in den folgenden Beispielen zitiert werden:

Autor A.M. (1989): Titel des Artikels. Zeitschriftentitel (vollständiger Titel) 56: 1-35.

Autor A.M. (1998): Titel des Buches. Verlag, Erscheinungsort, Seitenzahl p.p.

Autor A.M. (1998): Titel des Beitrags. In: Author C. (Hrsg.): Titel des Buches: 125-135, Verlag, Erscheinungsort.

Autor A., Autor B. & Autor C. (1996): Titel des Artikels. Zeitschriftentitel (mit vollem Titel) 56: 1-35.

Bitte verwenden Sie keine Tabulatoren im Literaturverzeichnis.

Adresse

Manuskripte und Korrespondenz bitte senden an: Dr. Elisabeth Haring oder Dr. Helmut Sattmann: E-mail: team@molluskenforschung.at