

# Biodiversität im Biosphärenpark Kärntner Nockberge<sup>1</sup> Ergebnisse des 7. GEO-Tages der Natur 2022

Von Susanne GLATZ-JORDE, Julia LAMPRECHT, Ines SCHÄFER,  
Michael JUNGMEIER & Christian KOMPOSCH

## Zusammenfassung

Am 15. und 16. Juli 2022 kamen am St. Lorenzener Hochmoor im Autertal – gelegen im Kärntner Teil des UNESCO Biosphärenpark Salzburger Lungau & Kärntner Nockberge – insgesamt 71 Naturforscherinnen und Forscher zusammen, um die Artenvielfalt an Pflanzen, Pilzen und Tieren dieses einzigartigen Standortes zu erfassen. Wie dies die Vorgaben des GEO-Tages bestimmen, stand für dieses Vorhaben ein Zeitfenster von 24 Stunden zur Verfügung.

Mittels Sichtbeobachtungen, floristischen Aufnahmen, Handfängen bei Tag und Nacht, Bodensieb-, Klopfschirm- und Kescheraufsammlungen sowie des Einsatzes von Leuchtgeräten konnten insgesamt 1128 Arten nachgewiesen werden. Erstmals wurden neben den klassischen Methoden auch „moderne“ Zugänge wie Audioaufnahmen und eDNA zum Erfassen der Arten getestet. Schnell und effizient kommt man so zu zahlreichen Datensätzen, jedoch ist die Expertise von Artenkennern unumgänglich, um die Plausibilität zu evaluieren und in den Kontext mit dem bereits bekannten Wissen zu stellen.

Das Artenspektrum umfasst 233 Gefäßpflanzen-, 137 Moos-, 118 Pilz-, 94 Flechten- und 546 Tierarten. Die faunistischen Erhebungen brachten dabei 5 Schnecken-, 72 Spinnentier-, 29 Tausend- und Hundertfüßer-, 7 Krebstier-, 1 Ur-Insektenart, 351 Insekten- sowie 81 Wirbeltierarten. Weitere Arten aus nicht angeführten Tiergruppen sind noch in den bisher nicht aufgearbeiteten Funden enthalten. Eine große Zahl an pflanzlichen und tierischen Arten sind Spezialisten des Hochmoores und bewaldeter feucht-kühler Bachgräben. Im Lebensraum Moor ist der Begriff Vielfalt nicht unbedingt wörtlich zu nehmen. Charakteristisch für den Extremstandort Moor sind wenige, dafür hoch spezialisierte Arten wie die Moor-Uferwanze oder die Piratenspinne. Typisch für Moorstandorte sind auch die stark gefährdeten Arten Moor-Klee (*Trifolium spadiceum*) und die Kleifrucht-Moor-Preiselbeere (*Vaccinium microcarpum*) sowie die gefährdeten Arten Wenigblütige Segge (*Carex pauciflora*), Rosmarinheide (*Andromeda polifolia*), Rundblatt-Sonnentau (*Drosera rotundifolia*) und Schlamm-Segge (*Carex limosa*). Erwähnenswert aus dem Reich der Botanik ist der vom Aussterben bedrohte Drüsen-Mauerpfeffer (*Sedum villosum*) sowie das Moosauge (*Moneses uniflora*), welches für den Quadranten ergänzt werden konnte.

Besonders für das Untersuchungsgebiet ist die hohe Artenvielfalt bei den Moosfunden, 15 % davon sind als gefährdet eingestuft und einige in Kärnten nur von wenigen Fundorten bekannt, wie das Spießblättrige Torfmoos (*Sphagnum cuspidatum*), das Flutende Moorsichelmoos (*Warnstorfia fluitans*), das Hochmoor-Fußsprossmoos (*Odonthoschisma fluitans*), das Rasige Quellmoos (*Philonotis caespitosa*) und das Große Ohnnermoos (*Aneura maxima*). Das Wenigblütige Kurzmoos (*Kurzia pauciflora*) konnte an seinem einzigen für Kärnten bekannten Standort bestätigt werden.

Bei den Pilzen gelang mit dem österreichweit sehr seltenen und stark gefährdeten Torfmoos-Glöckling (*Entoloma cuspidiferum*) ein erster Nachweis für das Bundesland Kärnten. Aus den reichen Flechtenfunden ist die sehr seltene Braune Holz-

## Schlüsselwörter

Artenvielfalt, Biodiversität, BioBlitz, Endemiten, Hochmoor, Zentralalpen, Kärnten, Österreich

## Keywords

Biodiversity, species diversity, GEO-Day of Nature, BioBlitz, endemics, raised bog, Biosphere Reserve, Central Alps, Carinthia, Austria

<sup>1</sup> Die Veranstaltung bezieht sich auf den Kärntner Teil des UNESCO Biosphärenpark Salzburger Lungau und Kärntner Nockberge. Der Name wird im folgenden Text abgekürzt.

Kuchenflechte (*Lecanora hypoptoides*) erwähnenswert. Auch der regional vom Aussterben bedrohte Nadvorniks Moosbart (*Bryoria nadvornikiana*) und der gefährdete Verschlungene Moosbart (*Bryoria implexa*) sind besondere Funde.

Neben Vögeln, Spinnen, Wanzen und Co. wurden dieses Mal auch einige Tiergruppen bearbeitet, denen im Allgemeinen noch recht wenig Beachtung geschenkt wird, darunter die Flohkrebse mit Funden von mindestens 3 *Niphargus*-Arten in einem einzigen Quellaustritt. Weiters gab es spannende Beobachtungen bei den Wenigfüßern (sehr kleine Tausendfüßer) und Blattflöhen.

Unter den Spinnentieren ist der Nachweis der beiden naturschutzfachlich relevanten endemischen Weberknechte Schwarzer Zweidorn (*Paranemastoma bicuspdatum*) und Subalpiner Schwar zrückenkanker (*Leiobunum subalpinum*) sowie der Spinnenart Ostalpen-Winkelweberchen (*Tenuiphantes jacksonoides*) hervorzuheben. Die seltene Moorwald-Sackspinne (*Clubiona kulczynskii*) ist die größte achtbeinige faunistische Besonderheit.

Auch der Wiederfund von Raritäten ist ein erfreuliches Ergebnis. So konnte das Vorkommen der Eintagsfliege *Ameletus inopinatus* bestätigt werden. Von ihr gibt es im Alpenraum nur wenige Nachweise. Sowohl die Kleine Moosjungfer (*Leucorrhinia dubia*) als auch die Arktische Smaragdlibelle (*Somatochlora arctica*), beides Arten, die in Kärnten als stark gefährdet gelistet sind, wurden im St. Lorenzener Moor wieder gesichtet. Zu den weiteren zoologischen Highlights zählen 3 Fliegen-Arten, bei denen es sich um Erstnachweise für Kärnten handeln könnte.

Die Große Schmalbrustameise (*Leptothorax acervorum*) wurde gemeinsam mit der Moos-Schmalbrustameise (*Leptothorax muscorum*) auf einem Ameisenhaufen nachgewiesen. Vom Wenigfüßer *Decapauropus* cf. *gracilis* zeigten 25 Individuen (14 %) die durch Ökomorphose typische Veränderung der Antenne. Unter den festgestellten Wirbeltieren sind die hohen beobachteten Individuenzahlen der Berg-eidechse sowie der Nachweis von Neunauge und Koppe sowie des Wespenbussards erwähnenswert.

### Summary

On 15<sup>th</sup> and 16<sup>th</sup> July 2022, a total of 71 naturalists came together at the St. Lorenzener Hochmoor in Autorial – located in the UNESCO Biosphere Reserve Salzburg Lungau & Kärntner Nockberge to explore the plant, fungi and animal diversity. As stipulated by the GEO-day of nature a time frame of 24 hours was available for this project.

With observations, floristic recording, catch at day and night, litter filters, brailers and special lamps 1128 species could be detected. For the first time, “modern” approaches to recording species were tested in addition to the classic recording methods. Numerous data sets can be obtained quickly and efficiently; however, the expertise of specialists is indispensable in order to evaluate and verify the plausibility of these automated species determinations to place them in the context of the available knowledge.

The biodiversity detected encompasses 233 higher plant species, 137 moss species, 118 fungi, 94 lichens and 546 animal species. The faunistic results are 5 snail species, 72 arachnid species, 29 millipedes and centipedes, 7 crustacean, 1 primal insect, 351 insect species and 81 vertebrate species. Additional species of other taxonomic groups are not yet determined and remain within the samples.

In the raised bog habitat, the term diversity is not necessarily to be taken literally. Few, but highly specialized species are typical for this extreme habitat like Saldidae or *Pirata* spiders.

Typical plants for these conditions are the species *Trifolium spadiceum*, endangered in the Central Alps, and *Vaccinium microcarpum*, which were found directly in the raised bog. Also, the as vulnerable classified bog plants *Carex pauciflora*, *Andromeda polifolia*, *Drosera rotundifolia* and *Carex limosa* were found again. Also mentionable the confirmation of *Sedum villosum*, critically endangered in the Central Alps, and the detection of *Moneses uniflora* for the quadrant. The high diversity of moss species found in the raised bog is worth to be mentioned, 15% of them are classified as threatened. The *Sphagnum cuspidatum* is only known from a few sites in Carinthia, as well as *Warnstorfia fluitans*, *Odonthoschisma fluitans*, *Philonotis caespitosa*

and *Aneura maxima*. The moss species *Kurzia pauciflora* could be confirmed at its only location known for Carinthia.

Among the fungi, the very rare and critically endangered *Entoloma cuspidiferum* was found for the first time in Carinthia. From the lichen detections, the very rare *Lecanora hypoptoides* is worth to be mentioned, also the regionally endangered *Bryoria nadvornikiana* and the endangered *Bryoria implexa* are special discoveries.

In addition to birds, spiders, bugs, and others, this time the experts also worked on some animal groups that are generally not given much attention, including amphipoda with findings of at least 3 *Niphargus* species in a single spring outlet. Furthermore, there were exciting observations of the little-footed (very small millipedes) and leaf fleas.

Among the arachnids, the detection of the two endemic harvestmen relevant for nature conservation, *Paranemastoma bicuspidatum* and the subalpine *Leiobunum subalpinum*, as well as the *Tenuiphantes jacksonoides*. The rare *Clubiona kulczynskii* is the largest eight-legged faunistic speciality.

The rediscovery of rarities is also a pleasing result. The occurrence of the *Ameletus inopinatus* was confirmed. There are only a few records of this species in the Alpine region. Both the white-faced darter and the northern emerald, both species listed as endangered in Carinthia, were sighted again in the St. Lorenzener Moor. Further zoological highlights include 3 fly species, which could be recorded for the first time in Carinthia. The *Leptothorax acervorum* was found together with the *Leptothorax muscorum* on an anthill. Of the *Decapauropus* cf. *gracilis*, 25 individuals (14%) showed the change in antenna typical of eco morphosis. Among the vertebrates observed, the high numbers of individuals of the mountain lizard as well as the detection of the lamprey, the bullhead and the honey buzzard are worth mentioning.

## Der 7. GEO-Tag der Natur in den Kärntner Nockbergen

Bereits zum siebten Mal verwandelte sich der Biosphärenpark Kärntner Nockberge für 24 Stunden in ein Freiluftlabor für zahlreiche naturbegeisterte Forscherinnen und Forscher: Insgesamt 50 Experten und ihre 21 Begleiter durchstreiften am 15. und 16. Juli 2022 das St. Lorenzener Hochmoor im Autertal und die umgebenden Wiesen und Hangmoore, den angrenzenden Lärchen-Zirbenwald und einen kleinen Abschnitt des Flusslaufs der Gurk.

Seit mittlerweile 25 Jahren wird dieses europaweit größte Feldforschungsevent des GEO-Magazins an vielen Orten Europas ausgetragen. Mit dieser Veranstaltung möchten wir die Artenvielfalt in der unmittelbaren Umgebung für die Öffentlichkeit sichtbar machen sowie den Biosphärenpark Stück für Stück auf eine bewusstere Art und Weise erkunden. Gleichermäßen bietet der GEO-Tag Forscherinnen und Forschern die Möglichkeit sich auszutauschen, und gemeinsam, gruppenübergreifend und in einer freundschaftlichen Atmosphäre zu arbeiten.

Mit dem bisher 7. GEO-Tag der Natur wurde ein weiteres Puzzleteil zur floristischen und faunistischen Dokumentation des UNESCO Biosphärenpark Salzburger Lungau und Kärntner Nockberge hinzugefügt. Beginnend mit dem ersten GEO-Tag 2016 in St. Oswald (GLATZ-JORDE & JUNGMEIER 2017) wurde Jahr für Jahr ein Bereich des Biosphärenparks mit unterschiedlichen Standortbedingungen wie Höhenlage, Geologie, Exposition, Wasserhaushalt und Bewirtschaftung erkundet: 2017 im Bereich zwischen Heiligenbachalm und Königstuhl (GLATZ-JORDE et al. 2018), 2018 im Bereich vom Talboden in Ebene Reichenau bis zur Prägatscharte (GLATZ-JORDE et al. 2019), 2019 an Ufern und Berghängen

des Millstätter Sees (AURENHAMMER et al. 2020), 2020 in der Grundalm (GLATZ-JORDE et al. 2021) und 2021 rund um die Zunderwand (KOMPOSCH et al. 2022). So wurde stetig das Bild der Artenausstattung im Biosphärenpark erweitert und vervollständigt.

Neben den fachlichen Ergebnissen entwickelte sich über die Jahre eine wachsende Community, die sich mit den Nockbergen im Allgemeinen und dem UNESCO Biosphärenpark im Besonderen wissenschaftlich beschäftigt.



**Abb. 1:**  
„Fröhlicher  
Abschluss“ –  
Naturforscher\*innen  
unterschiedlicher  
Fachrichtungen und  
ihre Begleiter\*innen  
fanden sich zur Hoch-  
rechnung der Ergeb-  
nisse im Nockstadt  
zusammen.  
Foto: S. Glatz-Jorde,  
E.C.O., 16.07.2022

### **GEO-Tage im Kontext eines UNESCO Biosphären- parks**

Die UNESCO, die Organisation für Bildung, Wissenschaft und Kultur der Vereinten Nationen (UNESCO Futures of Education), hat im Jahr 1971 ihr Programm „Man and the Biosphere“ präsentiert. Aus diesem haben sich die Biosphärenparks entwickelt, wie wir sie heute kennen (JUNGMEIER et al. 2021). Das Weltnetzwerk der Biosphärenparks (WNBR) umfasst aktuell 738 Gebiete in 134 Ländern (<https://en.unesco.org/biosphere/wnbr>, 28.11.2022). Das Netzwerk soll dazu beitragen, die globalen Nachhaltigkeitsziele (SDGs, Sustainable Development Goals) zu erreichen. Im September 2022 fand in Bad Kleinkirchheim im Biosphärenpark Nockberge die alle zwei Jahre durchgeführte Konferenz EuroMaB statt, an der etwa 150 Personen aus Europa und Nordamerika teilnahmen. Hier wurde sichtbar, welche Bedeutung den Bereichen Bildung und Forschung in Biosphärenparks zukommt. Im Vordergrund stehen dabei Aktivitäten, die es erlauben, unterschiedliche Beteiligte aus Wissenschaft, Region, Politik und Wirtschaft zusammenzubringen (UNESCO 2021; STRASSER et al. 2022). Der GEO-Tag der Natur ist ein



solches Angebot: Wissenschaftlerinnen und Wissenschaftler, Einheimische und Gäste haben die Möglichkeit, gemeinsam ein Teilgebiet des Biosphärenparks zu untersuchen und zu erforschen. Dabei gibt es neben den wissenschaftlichen Erkenntnissen Zeit für ein Kennenlernen und für entsprechenden Gedankenaustausch. Damit ist der GEO-Tag eine geradezu prototypische Veranstaltung für einen Biosphärenpark.



Abb. 2: Freilandforschung bereitet Freude – so auch das Aussortieren von Tieren einer Bodenprobe beim GEO-Tag der Natur 2022. Foto: Ch. Komposch



Abb. 3: Das ABOL-Team des Naturhistorischen Museum Wien ist auch heuer wieder mit an Bord: Nikola Szucsich und Christoph Leeb. Foto: Ch. Komposch



Abb. 4: „Alle Jahre wieder“ – Forscherfamilie Jungmeier/Pichler-Koban. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022



Abb. 5: Spinnenexperte Leo Lorber mit Nachwuchsforscher Alexander Koblmüller im Hochmoor. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022



Abb. 6: Gertrud Tritthart bei fotografischen Dokumentationsarbeiten. Foto: Ch.Komposch, ÖKOTEAM 16.07.2022



Abb. 7: Spaß nach getaner Arbeit - auch dafür ist am GEO-Tag Zeit. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 15.07.2022

### eTaxonomist

Nicht zuletzt bot der GEO-Tag der Natur auch die Möglichkeit, ein neues Ausbildungsangebot vorzustellen. Ab 2023 bietet die Fachhochschule Kärnten in Zusammenarbeit mit der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft und dem ÖKOTEAM einen Zertifikatslehrgang „eTaxonomist“ an. Die Teilnehmerinnen und Teilnehmer lernen dabei, wie man neue Technologien zur Bestimmung der heimischen Flora, Fauna und Funga heranziehen kann, was diese leisten können und wo deren Grenzen liegen. Akademisch zertifizierte „eTaxonomists“ sind befähigt, eine Übersicht der drei biologischen Reiche (Pflanzen, Tiere, Pilze) zu geben,

- wesentliche Biotop- und Habitattypen anhand eines Bestimmungsschlüssels zu erkennen und zu benennen,
- eine Übersicht über die Bandbreite von Bestimmungstechnologien, insbesondere deren Einsatzbereiche, Zuverlässigkeit und technische Reifegrade zu geben,
- ausgewählte Bestimmungstechnologien anzuwenden (Beprobung, Auswertung, Dokumentation, Interpretation und Archivierung) sowie
- eine ausgewählte Erhebungsmethode selbstständig anzuwenden und die Qualität der Ergebnisse kritisch zu reflektieren und aufzubereiten.

Dies sind Kenntnisse, die Studierende etwa der Biologie oder Landschaftsplanung, Ökologiebüros oder auch speziell interessierte Expertinnen und Experten gut zum Einsatz bringen können, sei es in gutachterlicher Tätigkeit oder in der Naturvermittlung. Der GEO-Tag im Biosphärenpark gibt einen guten Rahmen für die Vorstellung dieses neuen Lehrangebots.

**Abb. 8:**  
eTaxonomist. Der Einsatz neuer Technologien kann die Einarbeitung und den Zugang zu verschiedenen Artengruppen erleichtern. Diese Technologien kann man im Rahmen einer Ausbildung an der FH Kärnten erlernen, erproben und anwenden.  
Foto: C. Pichler-Koban, E.C.O., 16.07.2022

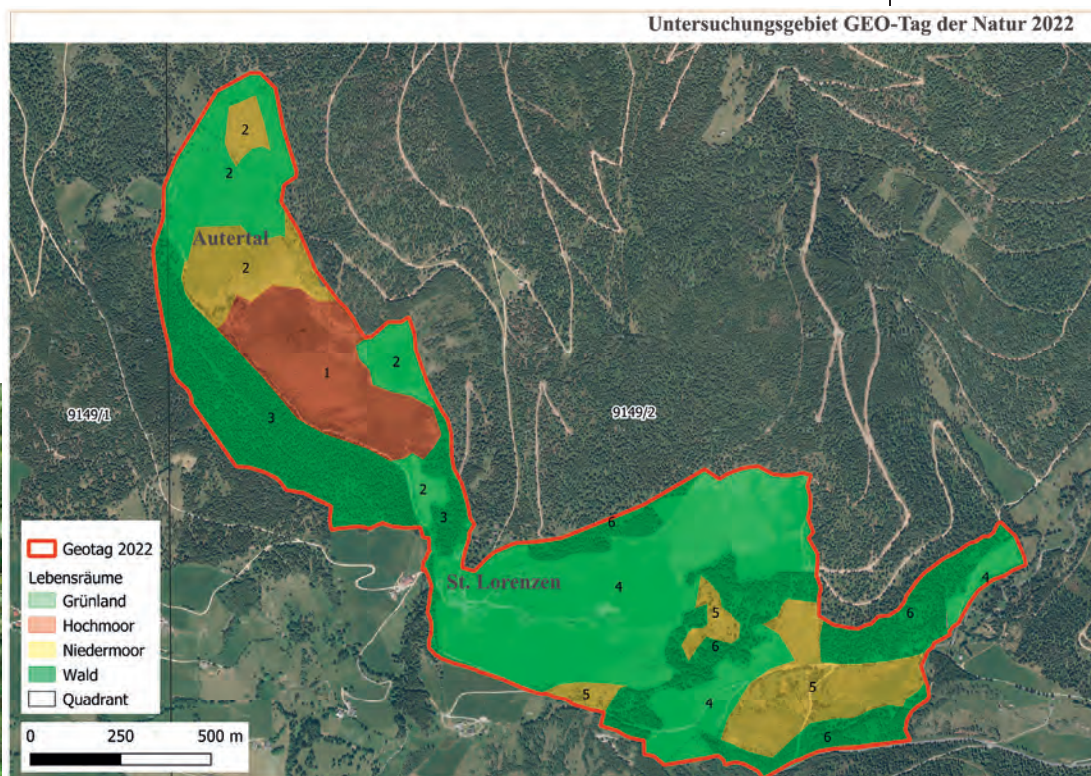




### Untersuchungsgebiet

Das diesjährige Untersuchungsgebiet erstreckte sich um das Hochmoor im Autertal bei St. Lorenzen ob Reichenau auf einer Seehöhe von 1.460 Meter, am Fuße des Speikkofels. Ein kleiner Bereich des Hochmoors wurde im 20. Jahrhundert zur Gewinnung von Stalleinstreu abgetorft, 1968 wurde diese Nutzung aus wirtschaftlichen Gründen wieder eingestellt (ARGE NATURSCHUTZ 2022). Im Jahr 2000 wurde das Moor als Natura-2000-Gebiet ausgewiesen und unter Schutz gestellt sowie 2011 als Ramsar Gebiet ausgezeichnet (BUNDESMINISTERIUM FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT, REGIONEN UND WASSERWIRTSCHAFT 2022).

Untergliedert wurde das Untersuchungsgebiet in die folgenden Lebensräume: 1) Hochmoor Autertal, 2) Grünland Autertal 3) Wald Autertal 4) Grünland um und unterhalb St. Lorenzen, 5) Niedermoor unterhalb Kirche St. Lorenzen, 6) Wald St. Lorenzen. Es liegt vorwiegend im floristischen Quadranten 9149/2.



Das St. Lorenzener Hochmoor ist im österreichischen Moorschuttkatalog (STEINER 1992) als oligotrophes (nährstoffarmes) saures Regenmoor angeführt (KRAINER & DABERNIG 2005). Herzstück des diesjährigen Forschungsareals bildete das 11 Hektar große Bergkiefern-Hochmoor, umgeben von Seggenrieden, Moorbirken-Moorwald, nassen Mähwiesen, nährstoffarmen Weideflächen und Lärchen-Zirbenwald (BUNDESMINISTERIUM FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT, REGIONEN UND WASSERWIRTSCHAFT 2022). Im zentralen Gebiet befindet sich der circa 0,5 Hektar große ehe-

**Abb. 9:** Das Untersuchungsgebiet umfasst neben dem Hochmoor im Autertal weitere Feuchtlebensräume um St. Lorenzen. Karte: T. Köstl, E.C.O., 15.07.2022

**Abb. 10:**  
Hochmoor mit  
Moorschlenken.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022



**Abb. 11:**  
Verbuschende  
Hochmoor-Bereiche.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022



**Abb. 12:**  
Feucht-kühler Bach-  
graben eines Seiten-  
zubringers der Gurk.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022







**Abb. 13:**  
Subalpiner Lärchen-  
Zirbenwald.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022

malige Torfstichbereich, ein großer zentral gelegener Entwässerungsgraben und kleinere Gräben. 2007 wurden zur Renaturierung Holzdamme errichtet, die der Entwässerung entgegenwirken und den Grundwasserspiegel wieder anheben sollen. Im Gebiet konnten im Rahmen von vorherigen Erhebungen zahlreiche geschützte und gefährdete Tier- und Pflanzenarten nachgewiesen werden, darunter Libellen, Schmetterlinge und Fledermäuse sowie Moose, Flechten und Pilze (ARGE NATURSCHUTZ 2022, BUNDESMINISTERIUM FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT, REGIONEN UND WASSERWIRTSCHAFT 2022, KARRE 2008). Da es sich um ein bereits sehr gut erforschtes Gebiet handelt, standen beim diesjährigen GEO-Tag folgende Fragen im Vordergrund: Wie viele dieser Schutzgüter können wiedergefunden werden und wie sieht es mit dem Arteninventar in bislang nicht untersuchten Lebensraumtypen aus?



**Abb. 14:**  
Moortümpel im  
Latschenmoorwald  
tragen zur Struktur-  
vielfalt bei.  
Foto: T. Geitz,  
15.7.2022



**Abb. 15:** Ein Bach mit starker Schüttung mäandriert durch das Hochmoor im Kerngebiet des Untersuchungsgebietes.  
Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O., 15.7.2022



**Abb. 16:** Unterhalb der St. Lorenzener Kirche befindet sich ein Hangflachmoor mit zahlreichen Orchideen. Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O, 15.07.2022



**Abb. 17:**  
Im Norden dem Hochmoor vorgelagert befindet sich ein großflächiger Niedermoorbereich. Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O, 16.07.2022

### **GEO-Tag-Teilnehmer\*innen 2022**

Vanessa Berger, Chantal Berger, Christiane Boden, Michaela Bodner, Johann Brandner, Melanie Brandner, Elisabeth Brugger-Schiefermüller, Daniel Todd Dalton, Clemens Dämon, Wolfgang Dämon, Evelin Delev, Wilfried Franz, Tobias Geitz, Susanne Glatz-Jorde, Benjamin Gorfer, Jakob Graf, Wolfram Graf, Verena Gruber, Clara Guckenbiehl, Daniela Hansbauer, Klaus Hasenhütl, Gerwin Heber, Marlene Holz-



mann, Jonas Homburg, Michael Jungmeier, Sophia Knaus, Alexander Koblmüller, Stephan Koblmüller, Christian Komposch, Tobias Köstl, Felix Kraker, Manfred Peter Kresitschnig, Nina Kummer, Gernot Kunz, Julia Lamprecht, Christoph Leeb, Daniel Linzbauer, Leonhard Lorber, Heinz Mayer, Josef Maynollo, Florian Neuschitzer, Thomas Oswald, Augusta Pichler-Koban, Christina Pichler-Koban, Lieselotte Pichler-Koban, Sonnhild Pichler-Koban, Harald Pimminger, Tamara Polt, Martina Pörtl, Helga Riepl, Dietmar Rossmann, Ines Schäfer, Astrid Schmidt-Kloiber, Stefan Schmölzer, Irmgard Sedlmayr, Kristina M. Seif, Klaus Steinbauer, Finja Strehmann, Vid Švara, Ilja Svetnik, Nikola Szucsich, Gertrud Tritthart, Roman Türk, Peter Unglaub, Herbert C. Wagner, Moritz Wagner, Ronja Wagner, Elisabeth Wiegele, Stephanie Wohlfahrt und weitere 25 Personen, die an der Führung von Tobias Köstl durch das Moor teilnahmen.



Abb. 18: Die Moosgruppe analysiert mit geschultem Auge die verschiedenen Vorkommen im St. Lorenzener Hochmoor. Foto: I. Schäfer, E.C.O. 16.7.2022



Abb. 19: Der Wanzenforscher Johann Brandner mit seinem umgebauten Laubsauger bei der Analyse der gesammelten Proben. Foto: I. Schäfer, E.C.O. 16.7.2022



Abb. 20: „Der frühe Vogel fängt den Wurm“ war das Motto von Tobias Geitz, Clara Guckenbiehl und Finja Strehmann, die bereits um 5.00 Uhr früh mit der Bestandsaufnahme begannen. Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O. 16.07.2022



Abb. 21: Der Flechtenexperte Roman Türk zeigt sich begeistert von der großen Zahl an Flechten im Untersuchungsgebiet. Foto: G. Tritthart, NWV 16.07.2022



Abb. 22: Gernot Kunz auf der Suche nach (Spring)Wanzen und Wasserläufern auf den feuchten Untergründen des St. Lorenzener Hochmoors. Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O. 16.7.2022



Abb. 23: Klaus Steinbauer und Ilja Svetnik beim Aufstellen von Fotofallen, die erstmals als technische Hilfsmittel beim GEO-Tag eingesetzt wurden. Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O. 16.7.2022



Abb. 24: Botanik trifft Zoologie. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM 16.7.2022



Abb. 25: Tobias Köstl informiert und begeistert botanisch interessierte Laien. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM 16.7.2022



Abb. 26: Die Moosgruppe schlägt sich am Gurkufer durch das Unterholz. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM 15.7.2022



Abb. 27: Vielfältiges Arbeiten im Fichtenwald an der Gurk. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM 15.7.2022



### Dank und Ausblick

Für ihr ehrenamtliches Engagement beim 7. GEO-Tag der Natur im Kärntner Teil des UNESCO Biosphärenpark Salzburger Lungau und Kärntner Nockberge danken wir allen Teilnehmerinnen und Teilnehmern ganz herzlich. Dies gilt für die Forschenden im Freiland, die Präparierenden und Determinierenden in den Labors, die das aufgesammelte Material bestimmten sowie all jenen, die ihre Zeit für die seriöse wissenschaftliche Artenliste und die Aufbereitung der Ergebnisse für die gegenständliche Publikation beigetragen haben. Weiters danken wir den Mitgliedern des Naturwissenschaftlichen Vereins für Kärnten sowie den Expertinnen und Experten des ABOL-Teams des Naturhistorischen Museums Wien und dem Institut für Biologie der Karl-Franzens-Universität Graz.

Jacqueline Grimm danken wir für einige DNA-Sequenzierungen und Tobias Pfingstl für die Hilfe bei der Keyence-Digital-Fotografie der Belege, Helwig Brunner für das Lektorat der ÖKOTEAM-Texte.

Dem Biosphärenpark Team um Heinz Mayer, Helga Riepl und Dietmar Rossmann gilt besonderer Dank für die perfekte Organisation vor Ort und die Unterbringung und kulinarische Versorgung im JUFA Hotel Nockberge sowie bei der Abschlussveranstaltung im Nockstadl in Ebene Reichenau. Den Grundbesitzerinnen und Grundbesitzern wird für die Unterstützung der Forschungsaktivitäten herzlich gedankt.

Ein Blick auf die Taxaliste der erhobenen Gruppen zeigt schnell, dass bei vielen Tiergruppen nach wie vor Schätzwerte angeführt sind. Dies ist darauf zurückzuführen, dass zum einen die Bestimmungsarbeit bei wirbellosen Tieren unglaublich zeitaufwändig ist, zum anderen für einige Tiergruppen kärntenweit wie österreichweit kein Spezialist zur Verfügung steht. Es wäre eine spannende und wichtige Aufgabe, dieses am GEO-Tag gesicherte Material im Rahmen von finanzierten Forschungsprojekten für den Biosphärenpark aufzuarbeiten. Denn die hier vorgelegten Kartierungs-, Bestimmungs- und Manuskripterstellungsarbeiten geschahen unentgeltlich – daher hier nochmal ein großes Danke an alle Mitwirkenden!

### Arteninventar des Biosphärenpark Nockberge am GEO-Tag 2022

Im Untersuchungsgebiet um das St. Lorenzener Hochmoor im Aurtal wurden im Rahmen des 24-stündigen Forschungsevents vom 15. und 16. Juli 2022 insgesamt 1128 Arten dokumentiert. Diese verteilen sich auf 233 Gefäßpflanzen-, 137 Moos-, 118 Pilz- und 95 Flechtenarten sowie 546 Tierarten. Die faunistischen Erhebungen brachten dabei 5 Schnecken-, 72 Spinnentier-, 29 Tausend- und Hundertfüßer-, 7 Krebstier-, 1 Ur-Insektenart, 351 Insekten- sowie 81 Wirbeltierarten.



**Abb. 28: Abendliches Beisammensein und Nachbestimmen im JUFA Hotel Nockberge.**  
Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O. 15.7.2022



**Abb. 29: Gertrud Tritthart mit einem Exemplar des Riesenweberknechts, der bei der Hochrechnung anschaulich präsentiert wurde.**  
Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O. 16.7.2022

| Deutscher Name         | Wissenschaftlicher Name             | Bearbeiter (Sammler/Bestimmer)   | Artenzahl  |
|------------------------|-------------------------------------|--|------------|
| <b>Pilze, Flechten</b> | <b>Fungi, Lichenes</b>              |  |            |
| <b>Großpilze</b>       | <b>Macromycetes</b>                 | Wolfgang Dämon, Clemens Dämon, Daniela Hansbauer, Manfred Peter Kresitschnig, Evelin Delev   | <b>118</b> |
| <b>Flechten</b>        | <b>Lichenes</b>                     | Roman Türk   | <b>94</b>  |
| <b>Pflanzen</b>        | <b>Plantae</b>                      |  |            |
| <b>Moose</b>           | <b>Bryophyta</b>                    | Christiane Boden, Sophia Knaus, Martina Pörtl, Josef Maynollo  | <b>137</b> |
| <b>Gefäßpflanzen</b>   | <b>Spermatophyta</b>                | Wilfried Franz, Elisabeth Brugger-Schiefermüller, Michael Jungmeier, Gerwin Heber, Tobias Köstl, Klaus Steinbauer, Susanne Glatz-Jorde, Vanessa Berger, Getrud Tritthart, Harald Pimminger | <b>233</b> |
| <b>Tiere</b>           | <b>Animalia</b>                     |  |            |
| <b>Wirbellose</b>      | <b>Evertebrata</b>                  |  |            |
| <b>Weichtiere</b>      | <b>Mollusca</b>                     |  |            |
| <b>Schnecken</b>       | <b>Gastropoda</b>                   |  | <b>5</b>   |
| <b>Tausendfüßer</b>    | <b>„Myriapoda“</b>                  |  |            |
| <b>Wenigfüßer</b>      | <b>Pauropoda</b>                    | Klaus Hasenhütl  | <b>9</b>   |
| <b>Doppelfüßer</b>     | <b>Diplopoda</b>                    | Michaela Bodner  | <b>5</b>   |
| <b>Hundertfüßer</b>    | <b>Chilopoda</b>                    | Ilja Svetnik, Nikolaus Szucsich  | <b>15*</b> |
| <b>Spinneintiere</b>   | <b>Arachnida</b>                    |  |            |
| <b>Milben</b>          | <b>Acari</b>                        | Klaus Hasenhütl  | <b>20*</b> |
| <b>Spinnen</b>         | <b>Araneae</b>                      | Christian Komposch, Julia Lamprecht, Leo Lorber, Chantal Berger, Nina Kummer, Benjamin Gorfer, Alexander Koblmüller, Gernot Kunz, Tamara Polt, Ilja Svetnik, Nikola Szucsich               | <b>37</b>  |
| <b>Weberknechte</b>    | <b>Opiliones</b>                    | Christian Komposch, Julia Lamprecht, Leo Lorber, Chantal Berger, Nina Kummer, Alexander Koblmüller   | <b>9</b>   |
| <b>Pseudoskorpione</b> | <b>Pseudoscorpiones</b>             | Christian Komposch, Julia Lamprecht, Leo Lorber  | <b>6*</b>  |
| <b>Krebstiere</b>      | <b>Crustacea</b>                    |  |            |
| <b>Asseln</b>          | <b>Isopoda</b>                      | Stephan Koblmüller   | <b>4</b>   |
| <b>Flohkrebse</b>      | <b>Amphipoda</b>                    | Kristina Sefc, Stephan Koblmüller, Alexander Koblmüller  | <b>3</b>   |
| <b>Urinsekten</b>      | <b>Basale Hexapoda, „Aperygota“</b> | Nikolaus Szucsich  |            |
| <b>Felsenspringer</b>  | <b>Archaeognatha</b>                | Nikolaus Szucsich  | <b>1*</b>  |
| <b>Insekten</b>        | <b>Insecta</b>                      |  |            |
| <b>Eintagsfliegen</b>  | <b>Ephemeroptera</b>                | Wolfram Graf, Jakob Graf, Astrid Schmidt-Kloiber, Patrick Leitner  | <b>4</b>   |
| <b>Libellen</b>        | <b>Odonata</b>                      | Stefan Koblmüller, Alexander Koblmüller, Daniel Linzbauer, Kristina Sefc, Daniel Dalton  | <b>6</b>   |



| Deutscher Name                | Wissenschaftlicher Name          | Bearbeiter (Sammler/Bestimmer)  | Artenzahl              |
|-------------------------------|----------------------------------|---|------------------------|
| <b>Heuschrecken</b>           | <b>Orthoptera</b>                | Jonas Homburg   | <b>11</b>              |
| <b>Schaben</b>                | <b>Blattodea</b>                 | Stephan Koblmüller, Alexander Koblmüller, Kristina Sefc   | <b>1</b>               |
| <b>Ohrwürmer</b>              | <b>Dermaptera</b>                | Stefan Koblmüller, Alexander Koblmüller, Kristina Sefc  | <b>2</b>               |
| <b>Wanzen</b>                 | <b>Heteroptera</b>               | Johann Brandner, Tamara Polt  | <b>42</b>              |
| <b>Zikaden</b>                | <b>Auchenorrhyncha</b>           | Gernot Kunz   | <b>25*</b>             |
| <b>Steinfliegen</b>           | <b>Plecoptera</b>                | Wolfram Graf, Jakob Graf, Astrid Schmidt-Kloiber, Patrick Leitner   | <b>12</b>              |
| <b>Netzflügler</b>            | <b>Neuroptera</b>                | Thomas Oswald   | <b>8</b>               |
| <b>Blattflöhe</b>             | <b>Psylloidea</b>                | Thomas Oswald   | <b>5</b>               |
| <b>Laufkäfer</b>              | <b>Carabidae</b>                 | Tamara Polt   | <b>15*</b>             |
| <b>Käfer div.</b>             | <b>Coleoptera div.</b>           | Christian Komposch, Julia Lamprecht   | <b>55*</b>             |
| <b>Schnabelfliegen</b>        | <b>Mecoptera</b>                 | Stephan Koblmüller, Alexander Koblmüller, Kristina Sefc   | <b>1</b>               |
| <b>Zweiflügler</b>            | <b>Diptera</b>                   | Nikolaus Szucsich   | <b>27</b>              |
| <b>Hummeln</b>                | <b>Bombus</b>                    | Stephan Koblmüller, Alexander Koblmüller, Kristina Sefc   | <b>6</b>               |
| <b>Pflanzenwespen</b>         | <b>Symphya</b>                   | Romi Netzberger   | <b>2*</b>              |
| <b>Ameisen</b>                | <b>Formicidae</b>                | Wagner Herbert, Felix Kraker  | <b>12</b>              |
| <b>Hautflügler div.</b>       | <b>Hymenoptera</b>               | Daniel Linzbauer  | <b>4</b>               |
| <b>Köcherfliegen</b>          | <b>Trichoptera</b>               | Wolfram Graf, Jakob Graf, Astrid Schmidt-Kloiber, Patrick Leitner   | <b>17</b>              |
| <b>Schmetterlinge</b>         | <b>Lepidoptera</b>               | Gernot Kunz   | <b>96</b>              |
| <b>Insekten diversa</b>       | <b>Insecta diversa</b>           | Christian Komposch, Julia Lamprecht, Nikolaus Szucsich  |                        |
| <b>Wirbeltiere</b>            | <b>Vertebrata</b>                |   |                        |
| <b>Fische &amp; Neunaugen</b> | <b>Pisces &amp; Petromyzonta</b> | Christian Komposch, Kristina Sefc, eDNA-Team um Vid Švara   | <b>4</b>               |
| <b>Amphibien</b>              | <b>Amphibia</b>                  | Julia Lamprecht, Christian Komposch, Chantal Berger, Christoph Leeb, Johann Brandner, Tobias Geitz                                  | <b>4</b>               |
| <b>Reptilien</b>              | <b>Reptilia</b>                  | Julia Lamprecht, Christian Komposch, Chantal Berger, Christoph Leeb   | <b>2</b>               |
| <b>Vögel</b>                  | <b>Aves</b>                      | Tobias Geitz, Clara Guckenbiehl, Ilja Svetnik, Heinz Mayer, Jonas Homburg, Finja Strehmann, Stephanie Wohlfahrt, Daniel Todd Dalton | <b>58</b>              |
| <b>Säugetiere</b>             | <b>Mammalia</b>                  | Heinz Mayer, Stephanie Wohlfahrt, eDNA-Team um Vid Švara  | <b>13</b>              |
| <b>Fauna, Flora, Funga</b>    |                                  | 71 Spezialist:innen & Helfer:innen  | <b>Total:<br/>1128</b> |

Tab. 1: Bilanz der bearbeiteten taxonomischen Gruppen, die jeweiligen Expertinnen und Experten und die nachgewiesenen Artenzahlen. Für jene Arten, die aufgesammelt, aber noch nicht auf Artniveau bestimmt wurden, werden konservative Schätzwerte angegeben. Sie sind mit \* gekennzeichnet.

## Populärwissenschaftliche Kurzbeiträge zu ausgewählten Pflanzen-, Pilz- und Tiergruppen

### Pilze im Lebensraum Moor – Von Häublingen, Täublingen und Glöcklingen

Wolfgang DÄMON & Evelin DELEV

Ist man auf Pilzsuche in einem ausgedehnten und weitgehend intakten Mooregebiet, wie im Hochmoor bei St. Lorenzen, lassen außergewöhnliche Funde meist nicht lange auf sich warten. Eine Reihe von Pilzarten ist nämlich strikt an Moorstandorte und speziell an Torfmoose (*Sphagnum*) gebunden. Aus naturschutzfachlicher Sicht kommt diesen „sphagnicolen“ Pilzen höchste Priorität zu (DÄMON 2022). Am GEO-Tag wurden folgende typische „Moorpilze“ festgestellt: Torfmoos-Nabeling (*Arrhenia gerardiana*), Moorschwefelkopf (*Bogbodia uda*), Torfmoos-Hautköpfe (*Cortinarius chrysolithus* und *C. tubarius*), Torfmoos-Häublinge (*Galerina paludosa* und *G. tibiucystis*), Schuppiger Torfmoos-Saftling (*Hygrocybe coccineocrenata*), Torfmoos-Schwefelkopf (*Hypholoma elongatum*), Milder Torfmoos-Täubling (*Russula nitida* / *R. sphagnophila*) sowie der appetitlich gefärbte Apfel-Täubling (*Russula paludosa*).

Besonders hervorzuheben ist der Torfmoos-Glöckling (*Entoloma cuspidiferum*), eine österreichweit sehr seltene und stark gefährdete Pilzart (DÄMON & GREILHUBER 2017). Der Fund am GEO-Tag im Hochmoor bei St. Lorenzen ist der erste Nachweis im Bundesland Kärnten.



Abb. 30: Torfmoos-Glöckling (*Entoloma cuspidiferum*).  
Foto: W. Dämon, 16.07.2022



Abb. 31: Preiselbeer-Nacktbasidien (*Exobasidium vaccinii*). Foto: W. Dämon, 16.07.2022

Auf Heidekrautgewächsen, die zum Teil das Vegetationsbild des Moores prägen, fallen immer wieder leuchtend rot verfärbte und zudem verdickte Blätter auf. Sie sind von Brandpilzen der Gattung *Exobasidium* parasitiert, etwa von der Preiselbeer-Nacktbasidie (*E. vaccinii*).

Auch außerhalb des Moores zeigte sich am GEO-Tag ein beachtlicher Pilzaspekt. Vor allem die Gattung der Täublinge (*Russula*) war in den umgebenden Wäldern mit zahlreichen, zum Teil sehr farbenfrohen Arten vertreten, darunter der Flammenstiel-Täubling (*Russula rhodopus*) und der Blut-Täubling (*R. sanguinea*). Viele typische Pilze des Lebensraums „Bergwald“ sind allgemein recht verbreitet. Zu den weniger häufigen Arten zählen der Knochenharte Saftporling oder kurz „Knochenporling“



(*Oligoporus obductus*) und die Gelbe Alpen-Krustentramete (*Antrodia alpina*), die an Nadelholz (besonders Lärche) wachsen. Erwähnenswerte Mykorrhizapilze sind der Narzissengelbe Wulstling (*Amanita gemmata*), die Kiefern-Rotkappe (*Leccinum vulpinum*) und eine leider nicht näher bestimmbare Wurzeltrüffel (*Rhizopogon spec.*). Leicht kenntlich, aber ziemlich selten zu beobachten, ist der ausschließlich mit Zirben assoziierte Elfenbein-Röhrling (*Suillus placidus*).



Abb. 32: Elfenbein-Röhrling (*Suillus placidus*).  
Foto: W. Dämon, 16.07.2022



Abb. 33: Fichten-Steinpilz (*Boletus edulis*).  
Foto: E. Delev, 16.07.2022

Die Fundliste mit etwa 118 Pilzarten umfasst natürlich auch so manchen beliebten Speisepilz, wie etwa den Fichten-Steinpilz (*Boletus edulis*), von dem im Gebiet nicht nur die Pilzexperten einige prächtige Exemplare entdeckten.

Tab. 2: Gesamtliste der aufgefundenen Pilzarten von W. Dämon mit Familie, E. Delev und M.P. Kresitschnig. Fundorte: 1 Hochmoor Autertal, 2 Grünland Autertal, 3 Wald Autertal, 4 Grünland um und unterhalb St. Lorenzen Grünland, 5 Niedermoor St. Lorenzen und 6 Wald.

| Nr. | Art                                   | Deutscher Name                                   | Fundort |
|-----|---------------------------------------|--|---------|
| 1   | <i>Amanita battarrae</i>              | Dunkelgezonter Nadelwald-Scheidenstreifling      | 1;5     |
| 2   | <i>Amanita crocea</i>                 | Orangebrauner Scheidenstreifling                 | 1       |
| 3   | <i>Amanita fulva</i>                  | Rotbrauner Scheidenstreifling, Fuchsiger S.      | 1       |
| 4   | <i>Amanita gemmata</i>                | Narzissengelber Wulstling                        | 1       |
| 5   | <i>Amanita muscaria</i>               | Fliegenpilz                                      | 1       |
| 6   | <i>Amanita rubescens</i>              | Perlpilz   | 1       |
| 7   | <i>Amanita submembranacea</i>         | Grauhäutiger Scheidenstreifling, „Grausocken-S.“ | 1       |
| 8   | <i>Amanita vaginata</i>               | Grauer Scheidenstreifling                        | 1       |
| 9   | <i>Amphinema byssoides</i>            | Gelbwolliges Zystiden-Symbiosegespinst           | 1       |
| 10  | <i>Antrodia alpina</i>                | Gelbe Alpen-Krustentramete, Laugenrote K.        | 1       |
| 11  | <i>Arrhenia gerardiana</i>            | Torfmoos-Nabeling                                | 1       |
| 12  | <i>Basidioidendron caesiocinereum</i> | Bläulichgraue Bäumchenbasidie                    | 1       |
| 13  | <i>Bogbodia uda</i>                   | Spindelsporiger Moorschwefelkopf                 | 1       |
| 14  | <i>Bolbitius titubans</i>             | Gold-Mistpilz                                    | 1       |
| 15  | <i>Boletus edulis</i>                 | Fichten-Steinpilz, Herrenpilz                    | 1       |
| 16  | <i>Botryobasidium candicans</i>       | Weißliche Traubenbasidie                         | 1       |
| 17  | <i>Bovista nigrescens</i>             | Schwärzender Bovist                              | 1       |
| 18  | <i>Cantharellus cibarius</i>          | Pfifferling, Eierschwammerl                      | 1;5     |
| 19  | <i>Clavulina coralloides</i>          | Kammförmige Kleinkoralle                         | 1       |

| Nr. | Art                                  | Deutscher Name                                  | Fundort |
|-----|--------------------------------------|---|---------|
| 20  | <i>Coprobria granulata</i>           | Körniger Rinderdungbecherling                   | 1       |
| 21  | <i>Cortinarius (Telamonia) spec.</i> | Gürtelfuß/Wasserkopf                            | 1       |
| 22  | <i>Cortinarius chrysolithus</i>      | Sumpf-Hautkopf                                  | 1       |
| 23  | <i>Cortinarius tubarius</i>          | Torfmoos-Hautkopf                               | 1       |
| 24  | <i>Crepidotus cesatii</i>            | Stachelsporiges Stummelfüßchen                  | 1       |
| 25  | <i>Dacrymyces stillatus</i>          | Zerfließende Gallertträne, Gewöhnliche G.       | 1       |
| 26  | <i>Entoloma conferendum</i>          | Kreuzsporiger Rötling                           | 1       |
| 27  | <i>Entoloma cuspidiferum</i>         | Torfmoos-Glöckling                              | 1       |
| 28  | <i>Entoloma serrulatum</i>           | Gesägtblättriger Zärtling                       | 1       |
| 29  | <i>Erysiphe intermedia</i>           | Lupinen-Mehltau                                 | 1;5     |
| 30  | <i>Exidiopsis calcea</i>             | Kalkfarbene Gallertkruste                       | 1       |
| 31  | <i>Exobasidium arescens</i>          | Heidelbeereblätter-Nacktbasidie                 | 1;5     |
| 32  | <i>Exobasidium juelianum</i>         | Juel's Preiselbeer-Nacktbasidie                 | 1       |
| 33  | <i>Exobasidium rhododendri</i>       | Alpenrosen-Nacktbasidie                         | 1       |
| 34  | <i>Exobasidium vaccinii</i>          | Priselbeer-Nacktbasidie                         | 1;5     |
| 35  | <i>Fomitopsis pinicola</i>           | Rotrandiger Baumschwamm, Fichtenporling         | 1;5     |
| 36  | <i>Galerina paludosa</i>             | Weißflockiger Torfmoos-Häubling                 | 1       |
| 37  | <i>Galerina tibiicystis</i>          | Gewöhnlicher Torfmoos-Häubling                  | 1       |
| 38  | <i>Galerina vittiformis</i>          | Gelbbräuner Flaumstiel-Häubling                 | 1       |
| 39  | <i>Galerina spec.</i>                | Häubling  | 1       |
| 40  | <i>Gloeophyllum odoratum</i>         | Fenchel-Porling                                 | 1;5     |
| 41  | <i>Gloeophyllum sepiarium</i>        | Zaun-Blättling                                  | 1       |
| 42  | <i>Gymnopus androsaceus</i>          | Rosshaar-Schwindling                            | 1       |
| 43  | <i>Gymnopus dryophilus</i>           | Gewöhnlicher Waldfreund-Rübling                 | 1       |
| 44  | <i>Gymnopus perforans</i>            | Nadel-Stink-Rübling, Nadel-Zwergschwindling     | 1;5     |
| 45  | <i>Hygrocybe coccineocrenata</i>     | Schuppiger Torfmoos-Saftling                    | 1       |
| 46  | <i>Hygrocybe conica</i>              | Schwärzender Saftling, Kegeliges S.             | 1       |
| 47  | <i>Hypholoma capnoides</i>           | Graublättriger Schwefelkopf, Rauchblättriger S. | 1       |
| 48  | <i>Hypholoma elongatum</i>           | Hellblättriger Torfmoos-Schwefelkopf            | 1       |
| 49  | <i>Infundibulicybe costata</i>       | Kerbrandiger Trichterling                       | 1       |
| 50  | <i>Infundibulicybe gibba</i>         | Ockerbrauner Trichterling, Zitzen-T.            | 1       |
| 51  | <i>Inocybe lacera</i>                | Struppiger Risspilz                             | 1       |
| 52  | <i>Inocybe nitidiuscula</i>          | Früher Risspilz                                 | 1       |
| 53  | <i>Laccaria tetraspora</i>           | Gewöhnlicher Lacktrichterling, Rötlicher L.     | 1       |
| 54  | <i>Lachnellula occidentalis</i>      | Lärchen-Nadelholzhaarbecherchen                 | 1       |
| 55  | <i>Lactarius helvus</i>              | Bruch-Milchling, Filziger M., „Maggipilz“       | 1       |
| 56  | <i>Lactarius rufus</i>               | Rotbrauner Milchling                            | 1       |
| 57  | <i>Laetiporus montanus</i>           | Nadelholz-Schwefelporling                       | 1       |
| 58  | <i>Leccinum scabrum</i>              | Gewöhnlicher Birkenpilz                         | 1       |
| 59  | <i>Leccinum vulpinum</i>             | Kiefern-Rotkappe                                | 1       |
| 60  | <i>Lichenomphalia umbellifera</i>    | Gefalteter Flechtennabeling, Heide-F.           | 1       |
| 61  | <i>Lycogala epidendrum</i>           | Blutmilchpilz                                   | 1       |
| 62  | <i>Lycoperdon perlatum</i>           | Flaschen-Stäubling                              | 1       |
| 63  | <i>Melanoleuca strictipes</i>        | Almen-Weichritterling                           | 1       |
| 64  | <i>Mycena epipterygia</i>            | Dehnbarer Helmling, Überhäuteter H.             | 1       |
| 65  | <i>Mycena galopus</i>                | Weißmilchender Helmling                         | 1       |
| 66  | <i>Mycena leptcephala</i>            | Stechendriechender Helmling, Grauer Nitrat-H.   | 1       |
| 67  | <i>Mycena rubromarginata</i>         | Rotschneidiger Nadelholz-Helmling               | 1       |
| 68  | <i>Mycena sanguinolenta</i>          | Purpurschneidiger Blut-Helmling                 | 1       |

| Nr. | Art                               | Deutscher Name                               | Fundort |
|-----|-----------------------------------|--|---------|
| 69  | <i>Mycena stipata</i>             | Viersporiger Nitrat-Helmling                 | 1       |
| 70  | <i>Mycena viridimarginata</i>     | Grünschneidiger Helmling                     | 1       |
| 71  | <i>Neolentinus lepideus</i>       | Schuppiger Sägeblättling                     | 1       |
| 72  | <i>Oligoporus obductus</i>        | Knochenharter Saftporling, „Knochenporling“  | 1       |
| 73  | <i>Onnia tomentosa</i>            | Gestielter Filzporling, G. Schillerporling   | 1       |
| 74  | <i>Panaeolus fimicola</i>         | Rußbrauner Düngerling                        | 1       |
| 75  | <i>Panaeolus papilionaceus</i>    | Behangener Düngerling, Gewöhnlicher D.       | 1;5     |
| 76  | <i>Panaeolus semiovatus</i>       | Ring-Düngerling                              | 1;5     |
| 77  | <i>Parasola plicatilis</i>        | Gewöhnlicher Scheibchen-Tintling             | 1       |
| 78  | <i>Peniophorella praetermissa</i> | Gewöhnlicher Breirindenpilz, Stachelkranz-B. | 1       |
| 79  | <i>Phanerochaete sanguinea</i>    | Rötende Myzelstrang-Phanerochaete            | 1       |
| 80  | <i>Pholiota spec.</i>             | Schüppling                                   | 1       |
| 81  | <i>Piptoporus betulinus</i>       | Birkenporling, Birken-Hautporling            | 1       |
| 82  | <i>Protostrophia semiglobata</i>  | Halbkugeliger Dung-Träuschling               | 1       |
| 83  | <i>Puccinia phragmitis</i>        | Großer Ampfer-Schilf-Rost                    | 1;5     |
| 84  | <i>Puccinia poarum</i>            | Hufblattich-Rispengras-Rost                  | 5       |
| 85  | <i>Puccinia urticata</i> agg.     | Brennessel-Seggen-Rost                       | 1       |
| 86  | <i>Resinicium bicolor</i>         | Sternkristall-Harzrindenpilz, Zähnchen-H.    | 1       |
| 87  | <i>Rhizopogon spec.</i>           | Wurzeltrüffel                                | 1       |
| 88  | <i>Rickenella fibula</i>          | Orangeroter Heftelnabeling, Gewöhnlicher H.  | 1       |
| 89  | <i>Russula aeruginea</i>          | Grasgrüner Täubling                          | 1       |
| 90  | <i>Russula atrorubens</i>         | Schwarzroter Täubling, Gilbender Spei-T.     | 1       |
| 91  | <i>Russula cessans</i>            | Kiefern-Weich-Täubling                       | 1       |
| 92  | <i>Russula cyanoxantha</i>        | Frauen-Täubling                              | 1       |
| 93  | <i>Russula decolorans</i>         | Orangeroter Graustiel-Täubling               | 1       |
| 94  | <i>Russula delica</i>             | Breitblättriger Weiß-Täubling                | 1;5     |
| 95  | <i>Russula densifolia</i>         | Dichtblättriger Schwarz-Täubling             | 1       |
| 96  | <i>Russula foetens</i>            | Stink-Täubling                               | 1       |
| 97  | <i>Russula laricina</i>           | Bergwald-Weich-Täubling                      | 1       |
| 98  | <i>Russula mustelina</i>          | Wiesel-Täubling, Wieselfarbener T.           | 1       |
| 99  | <i>Russula nauseosa</i>           | Fichten-Weich-Täubling                       | 1       |
| 100 | <i>Russula nigricans</i>          | Dickblättriger Schwarz-Täubling              | 1       |
| 101 | <i>Russula nitida</i>             | Milder Glanz-Täubling                        | 1;5     |
| 102 | <i>Russula paludosa</i>           | Apfel-Täubling                               | 1       |
| 103 | <i>Russula puellaris</i>          | Milder Wachs-Täubling                        | 1;5     |
| 104 | <i>Russula rhodopus</i>           | Flammenstiel-Täubling                        | 1       |
| 105 | <i>Russula sanguinea</i>          | Blut-Täubling                                | 1       |
| 106 | <i>Russula vesca</i>              | Fleischroter Speise-Täubling                 | 1       |
| 107 | <i>Russula vinosa</i>             | Weinroter Graustiel-Täubling                 | 1       |
| 108 | <i>Russula xerampelina</i>        | Gewöhnlicher Herings-Täubling                | 1       |
| 109 | <i>Scutellinia scutellata</i>     | Gewöhnlicher Schildborstling                 | 1       |
| 110 | <i>Sistotrema octosporum</i>      | Achtsporiges Krönchen-Sistotrema             | 1       |
| 111 | <i>Stereum sanguinolentum</i>     | Blutender Nadelholz-Schichtpilz              | 1       |
| 112 | <i>Suillus placidus</i>           | Elfenbein-Röhrling                           | 1       |
| 113 | <i>Trametes hirsuta</i>           | Striegelige Tramete, „Sofapilz“              | 1       |
| 114 | <i>Trichaptum abietinum</i>       | Gewöhnlicher Violettporling                  | 1       |
| 115 | <i>Tricholomopsis rutilans</i>    | Rötlicher Holzritterling, Purpurfilziger H.  | 1       |
| 116 | <i>Uromyces rumicis</i>           | Scharbockskraut-Ampfer-Rost                  | 1;5     |
| 117 | <i>Xeromphalina campanella</i>    | Geselliger Glöckchennabeling                 | 1       |
| 118 | <i>Xylodon brevisetus</i>         | Gewöhnliches Holzzähnchen                    | 1       |



## Flechten – Luftgütezeiger in St. Lorenzen

Roman TÜRK

Beim GEO-Tag der Natur 2022 wurde auch den Flechten in der Umgebung von St. Lorenzen das Augenmerk geschenkt. Vor allem im Hochmoor ist Tot- und Altholz vorhanden, sodass Holz bewohnende Arten in hoher Abundanz auftreten können. Die bewirtschafteten Wälder zeichnen sich durch ein günstiges Bestandsklima aus, was das starke Vorhandensein von vielen Bartflechtenarten zur Folge hat. Offen liegende Gesteine sind nur in geringem Maße vorhanden. Insgesamt wurden in der relativ kurzen Untersuchungszeit 94 Flechtenarten aufgefunden.

Die wissenschaftlichen Namen folgen NIMIS et al. (2018), die deutschen CEZANNE et. al. (2016) und WIRTH & KIRSCHBAUM (2017).



Abb. 34:  
Die Wolfsflechte  
(*Letharia vulpina*)  
wächst vor allem auf  
Lärchen. Foto:  
R. Türk, 16.07.2022

Abb. 35: Die Soredi-  
öse Nierenflechte  
(*Nephroma parile*)  
wächst zwischen  
Felsen bewohnenden  
Moosen unterhalb  
der Kirche St. Lo-  
renzen. Foto:  
R. Türk, 16.07.2022

Abb. 36:  
Bartflechten der  
Gattung *Usnea* sind  
auf Seitenästen von  
Fichten zu finden.  
Foto: R. Türk,  
16.07.2022



In St. Lorenzen, auf einem Felsblock unterhalb der Kirche wurden noch die Arten Sorediöse Nierenflechte (*Nephroma parile*) und Milchweiße Porenflechte (*Varicellaria lactea*) aufgefunden.

Das Untersuchungsgebiet um das Hochmoor bei St. Lorenzen und dem südlich angrenzenden Wald zeichnet sich durch eine hohe Abundanz und Biodiversität von Flechten aus. Dies ist begründet in der hohen Luftqualität und der Naturnähe der untersuchten Bereiche. Die epiphytischen Flechten zeigen keinerlei Anzeichen von Luftverunreinigungen. Die hohe Abundanz von Bartflechten aus den Gattungen *Bryoria*, *Evernia* und *Usnea* sowie der empfindlichen Blattflechten *Platismatia* und *Nephromopsis* weisen auf das günstige Bestandesklima und das Fehlen von Luftverunreinigungen hin. Aus diesem Grunde weist das gesamte Untersuchungsgebiet höchste Qualität als Luftkurort aus.

**Tab. 3: Fundliste Flechten vom 15. und 16. Juli 2022. Die Substrate, auf denen die Flechten wachsen, sind mit Abkürzungen angegeben: sax: Gesteine bewohnend, epi: epiphytisch, rinden- oder borkenbewohnend, ter: Boden bewohnend, xyl: Holz bewohnend, bry: Moose bewohnend. Gefährdung nach TÜRK & HAFELLNER (1999).**

| Nr. | Art  | Wald       | Hochmoor | Gefährdung |
|-----|--|------------|----------|------------|
| 1   | <i>Acarospora fuscata</i> , Gewöhnliche Kleinsporenflechte     | + sax      |          |            |
| 2   | <i>Acarospora nitrophila</i> , Nitrophile Kleinsporenflechte   | + sax      |          | 4          |
| 3   | <i>Baeomyces rufus</i> , Braune Köpfchenflechte                | + ter      |          |            |
| 4   | <i>Bryoria fuscescens</i> , Brauner Moosbart                   | + epi      | + epi    |            |
| 5   | <i>Bryoria implexa</i> , Verschlungener Moosbart               | + epi      |          | 3          |
| 6   | <i>Bryoria nadvornikiana</i> , Nadvorniks Moosbart             | + epi      |          | R: 1       |
| 7   | <i>Calicium tigillare</i> , Balken-Kelchflechte                |            | + xyl    |            |
| 8   | <i>Cetraria islandica</i> , Isländisch Moos                    | + ter      |          |            |
| 9   | <i>Chaenotheca brunneola</i> , Bräunliche Stecknadelflechte    | + epi      |          | 3          |
| 10  | <i>Chaenotheca chrysocephala</i> , Goldgelbe Stecknadelflechte | + epi      |          |            |
| 11  | <i>Chaenotheca trichialis</i> , Langstielige Stecknadelflechte | + epi      |          |            |
| 12  | <i>Cladonia arbuscula</i> , Wald-Rentierflechte                | + ter      | + Torf   |            |
| 13  | <i>Cladonia carneola</i> , Fleischfarbene Becherflechte        |            | + Torf   |            |
| 14  | <i>Cladonia cenotea</i> , Haken-Säulenflechte                  | + epi      | + Torf   |            |
| 15  | <i>Cladonia chlorophaea</i> , Grüne Becherflechte              | + ter      | + Torf   |            |
| 16  | <i>Cladonia coniocraea</i> , Gewöhnliche Säulenflechte         | + epi      | + Torf   |            |
| 17  | <i>Cladonia deformis</i> , Deformierte Scharlachflechte        |            | + Torf   |            |
| 18  | <i>Cladonia digitata</i> , Finger- Becherflechte               | + epi      |          |            |
| 19  | <i>Cladonia fimbriata</i> , Trompeten-Becherflechte            | + ter, epi | + Torf   |            |
| 20  | <i>Cladonia floerkeana</i> , Flörkes Säulenflechte             |            | + Torf   |            |
| 21  | <i>Cladonia furcata</i> , Gabel-Säulenflechte                  | + ter      |          |            |
| 22  | <i>Cladonia macilenta</i> , Rotfrüchtige-Säulenflechte         |            | + Torf   |            |
| 23  | <i>Cladonia macroceras</i> , Langhorn-Säulenflechte            | + ter      | + ter    |            |
| 24  | <i>Cladonia mitis</i> , Milde Rentierflechte                   | + ter      |          |            |
| 25  | <i>Cladonia pleurota</i> , Gewöhnliche Scharlachflechte        |            | + Torf   |            |
| 26  | <i>Cladonia polydactyla</i> , Vielfinger-Scharlachflechte      | + xyl      |          | 4          |
| 27  | <i>Cladonia pyxidata</i> , Gewöhnliche Becherflechte           |            | + Torf   |            |
| 28  | <i>Cladonia rangiferina</i> , Echte Rentierflechte             | + ter      | + ter    |            |
| 29  | <i>Cladonia squamosa</i> , Schuppige Säulenflechte             | + xyl      | + epi    |            |
| 30  | <i>Cladonia sulphurina</i> , Schwefelgelbe Scharlachflechte    | + xyl      | + Torf   |            |
| 31  | <i>Cladonia uncialis</i> , Igel-Säulenflechte                  |            | + Torf   |            |
| 32  | <i>Evernia divaricata</i> , Sparrige Evernie                   | + epi      | + epi    |            |
| 33  | <i>Evernia mesomorpha</i> , Mittlere Pflaumenflechte           | + epi      | + epi    |            |
| 34  | <i>Evernia prunastri</i> , Eichenmoos, Pflaumenflechte         | + epi      | + epi    |            |

| Nr. | Art  | Wald       | Hochmoor | Gefährdung |
|-----|--|------------|----------|------------|
| 35  | <i>Hypocenomyce scalaris</i> , Aufsteigende Schuppenflechte      | + epi      |          |            |
| 36  | <i>Hypogymnia bitteri</i> , Bitters Blasenflechte                | + epi      |          |            |
| 37  | <i>Hypogymnia physodes</i> , Gewöhnliche Blasenflechte           | + epi      | + epi    |            |
| 38  | <i>Hypogymnia tubulosa</i> , Röhrlige Blasenflechte              | + epi      | + epi    |            |
| 39  | <i>Hypogymnia vittata</i> , Bandartige Blasenflechte             | + epi      |          |            |
| 40  | <i>Icmadophila ericetorum</i> , Heideflechte                     | + bry      | + bry    |            |
| 41  | <i>Imshaugia aleurites</i> , Isidien-Napfflechte                 | + epi      | + epi    |            |
| 42  | <i>Lecanora argentata</i> , Silbrige Kuchenflechte               |            | + epi    |            |
| 43  | <i>Lecanora hypoptoides</i> , Braune Holz-Kuchenflechte          | + xyl      |          | selten!    |
| 44  | <i>Lecanora polytropa</i> , Vielgestaltige Kuchenflechte         | + sax      |          |            |
| 45  | <i>Lecanora pulicaris</i> , Floh-Kuchenflechte                   | + epi      | + epi    |            |
| 46  | <i>Lecanora subintricata</i> , Graugelbe Holz-Kuchenflechte      | + xyl      |          |            |
| 47  | <i>Lecanora symmicta</i> , Randlose Kuchenflechte                |            | + epi    |            |
| 48  | <i>Lecanora varia</i> , Veränderliche Kuchenflechte              |            | + xyl    |            |
| 49  | <i>Lecidea confluens</i> , Gruppenfrüchtige Schwarznapfflechte   | + sax      |          |            |
| 50  | <i>Lecidea nylanderi</i> , Nylanders Schwarznapfflechte          | + epi      | + epi    |            |
| 51  | <i>Lecidella elaeochroma</i> , Olivgrüne Schwarznapfflechte      | + xyl      |          |            |
| 52  | <i>Letharia vulpina</i> , Wolfsflechte                           | + epi      | + epi    |            |
| 53  | <i>Lichenomphalia hudsoniana</i> , Muschel-Hutflechte            | + bry      |          |            |
| 54  | <i>Melanelixia glabrata</i> , Gewöhnliche Braunschüsselflechte   | + epi      | + epi    |            |
| 55  | <i>Melanohalea exasperatula</i> , Spatel-Braunflechte            | + epi      | + epi    |            |
| 56  | <i>Micarea melaena</i> , Schwarze Krümel flechte                 | + xyl      |          |            |
| 57  | <i>Nephromopsis laureri</i> , Laurers Moosflechte                | + epi      | + epi    |            |
| 58  | <i>Ochrolechia alboflavescens</i> , Weißgelbe Cremeflechte       | + epi      | + epi    |            |
| 59  | <i>Parmelia saxatilis</i> , Felsen-Schüsselflechte               | + epi, sax |          |            |
| 60  | <i>Parmelia sulcata</i> , Furchen-Schüsselflechte                | + epi      | + epi    |            |
| 61  | <i>Parmeliopsis ambigua</i> , Gelbgrüne Napfflechte              | + epi      | + epi    |            |
| 62  | <i>Parmeliopsis hyperopta</i> , Graue Napfflechte                | + epi      |          |            |
| 63  | <i>Peltigera aphthosa</i> , Warzige Apfflechte                   | + ter      |          |            |
| 64  | <i>Peltigera canina</i> , Echte Hundsflechte                     | + ter      |          |            |
| 65  | <i>Physcia adscendens</i> , Helm-Schwielenflechte                |            | + epi    |            |
| 66  | <i>Physcia dubia</i> , Unsichere Schwielenflechte                | + sax      |          |            |
| 67  | <i>Placynthiella oligotropha</i> , Heide-Schwarznapfflechte      |            | + Torf   |            |
| 68  | <i>Placynthiella uliginosa</i> , Moor-Schwarznapfflechte         |            | + Torf   |            |
| 69  | <i>Platismatia glauca</i> , Blaugraue Tartschenflechte           | + epi      | + epi    |            |
| 70  | <i>Polycauliona candelaris</i> , Leuchter-Gelbflechte            | + xyl      |          |            |
| 71  | <i>Porpidia crustulata</i> , Kiesel-Porpidie                     | + sax      |          |            |
| 72  | <i>Porpidia macrocarpa</i> , Großfrüchtige Porpidie              | + sax      |          |            |
| 73  | <i>Pseudevernia furfuracea</i> , Gabelflechte, Baummoos          | + epi      | + epi    |            |
| 74  | <i>Psilolechia lucida</i> , Gelbfrüchtige Schwefelflechte        | + sax      |          |            |
| 75  | <i>Rhizocarpon geographicum</i> , Gewöhnliche Landkartenflechte  | + sax      |          |            |
| 76  | <i>Rhizocarpon lavatum</i> , Bach-Landkartenflechte              | + sax      |          |            |
| 77  | <i>Trapelia coarctata</i> , Weißrand-Trapelie                    | + sax      |          |            |
| 78  | <i>Trapelia glebulosa</i> , Schollige Trapelie                   | + sax      |          |            |
| 79  | <i>Trapelia placodioides</i> , Rissige Trapelie                  | + sax      |          |            |
| 80  | <i>Trapeliopsis gelatinosa</i> , Gelatinöse Trapelie             | + ter      |          |            |
| 81  | <i>Trapeliopsis granulosa</i> , Körnige Trapelie                 |            | + Torf   |            |
| 82  | <i>Tuckermannopsis chlorophylla</i> , Olivgrüne Tartschenflechte | + epi      | + epi    |            |



| Nr. | Art   | Wald  | Hochmoor    | Gefährdung |
|-----|---|-------|-------------|------------|
| 83  | <i>Usnea dasopoga</i> , Gewöhnliche Bartflechte           | + epi | + epi       |            |
| 84  | <i>Usnea florida</i> , Reichblütige Bartflechte           | + epi | + epi       |            |
| 85  | <i>Usnea glabrescens</i> , Kahle Bartflechte              |       | + epi       |            |
| 86  | <i>Usnea intermedia</i> , Starre Bartflechte              | + epi |             |            |
| 87  | <i>Usnea subfloridana</i> , Buschige Bartflechte          | + epi | + epi       |            |
| 88  | <i>Varicellaria lactea</i> , Milchweiße Porenflechte      | + sax |             |            |
| 89  | <i>Vulpicida pinastri</i> , Kiefern-Tartschenflechte      | + epi | + epi, Torf |            |
| 90  | <i>Xylographa parallela</i> , Holzschriftflechte          | + xyl |             |            |
| 91  | <i>Xylographa vitiligo</i> , Sorediöse Holzschriftflechte | + xyl |             |            |

### Moose – Kleine Pflanzen große Vielfalt

Josef MAYNOLLO, Christiane BODEN, Sophia KNAUS & Martina PÖRTL

Im Mittelpunkt des GEO-Tages der Natur 2022 stand auch bei der Moosgruppe das St. Lorenzener Hochmoor und die umliegenden kleinen Niedermoore, Feuchtwiesen, Bachläufe und montane Wälder. Da Feuchtgebiete, vor allem Moorstandorte, oft von Moosen stark geprägt sind, war bereits im Vorfeld eine artenreiche Moosflora im Gebiet zu erwarten. Diese Erwartung wurde nicht enttäuscht: 137 Moosarten konnten im untersuchten Gebiet an den beiden Tagen gefunden werden.

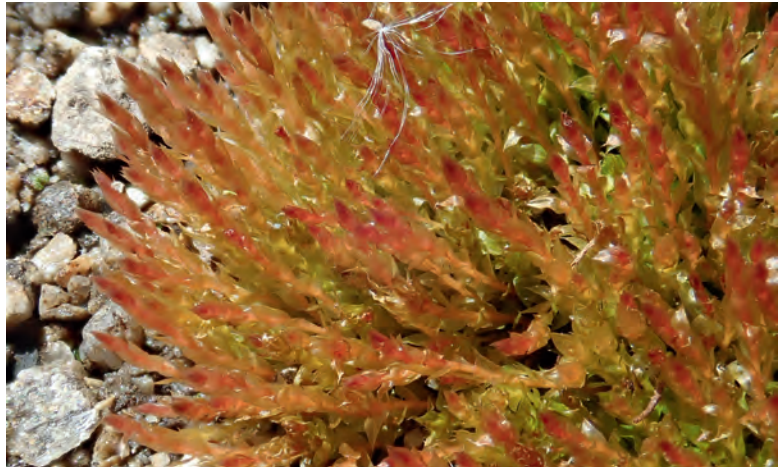
Das St. Lorenzener Hochmoor beherbergt zahlreiche Torfmoosarten: Große Bereiche sind geprägt von dichten Polstern des Braunen Torfmooses (*Sphagnum fuscum*). Beachtung verdient das Vorkommen des Spießblättrigen Torfmooses (*Sphagnum cuspidatum*). Die Art kommt in den nassen Schlenkenbereichen vor und ist bisher in Kärnten nur von wenigen Fundorten bekannt (KÖCKINGER & SCHRÖCK 2017). Aus der Gruppe der Braunmoose, ebenfalls typische Moorbewohner, ist der Fund des Flutenden Moorsichelmooses (*Warnstorfia fluitans*) besonders bemerkenswert. Die Art ist in den Kärntner Alpen nur wenig verbreitet (KÖCKINGER & SCHRÖCK 2017). Ebenfalls in einer Schlenke konnte das kleine, im Geschmack bittere Hochmoor-Fußsprossmoos (*Odonthschisma fluitans*) gefunden werden. Für die Kärntner Nockberge konnte die Art beim GEO-Tag der Natur 2021 erstmals nachgewiesen werden (PÖRTL & BERG in KOMPOSCH et al. 2022).

An offenen Torfstellen wurde das Wenigblütige Kurzmoos (*Kurzia pauciflora*) gefunden und somit an seinem einzigen für Kärnten bekannten Standort bestätigt. Im Randbereich des Hochmoores wurde mit dem Rasigen Quellmoos (*Philonotis caespitosa*) eine weitere für Kärnten seltene Laubmoosart entdeckt. Im Südosten von St. Lorenzen befindet



Abb. 37:  
Eine mikroskopische Aufnahme des Hochmoor-Fußsprossmooses (*Odonthschisma fluitans*) vom St. Lorenzener Hochmoor.  
Foto: M. Pörtl

Abb. 38:  
Die auffällig gefärbten Pflanzen des Herablaufenden Birnmooses (*Bryum weigelii*).  
Foto: Ch. Berger



sich ein Niedermoor, das teilweise von Entwässerungsgräben durchzogen ist. Hier konnte ein kleiner Bestand mit den meist rosarot bis rötlich gefärbten Pflanzen des Herablaufenden Birnmooses (*Bryum weigelii*) gefunden werden. Im Uferbereich der Gurk wurde das in Kärnten wenig verbreitete und in seinem Bestand als gefährdet eingestufte Große Ohnnermoos (*Aneura maxima*) gefunden (KÖCKINGER et al. 2008, KÖCKINGER & SCHRÖCK 2017).

Die abschließende Begehung des Waldes westlich des Hochmoores ließ die Artenzahlen noch einmal ordentlich ansteigen. Durch die hohe Strukturvielfalt stehen den oft an Mikrostandorte angepassten Moosen hier verschiedene Substrate wie Felsen, Totholz oder offene Erde zur Verfügung. Die Tatsache, dass 21 (15 %) der im Rahmen der GEO-Tage nachgewiesenen Moosarten laut der aktuellen Roten Liste der Moose Kärntens (KÖCKINGER & SCHRÖCK 2017) als gefährdet eingestuft sind, unterstreicht die ökologische Bedeutung des Gebietes und insbesondere des St. Lorenzener Hochmoors.

Tab. 4: Gesamtliste der aufgefundenen Moose beim GEO-Tag 2022. Fundorte: 1 Hochmoor Autertal, 2 Bach, Wegränder und deren Böschungen S des St. Lorenzener Hochmoors, 3 Nadelwald und Waldböschung inkl. Felsen W des Moores, 4 Siedlungsgebiet der Ortschaft St. Lorenzen, 5 Niedermoor St. Lorenzen und Wald, 7 Bachufer Gurk und angrenzender lichter Baumbestand. Häufigkeit: 1 = sehr selten (1–5 Quadranten), 2 = selten (6–20 Quadranten), 3 = zerstreut (21–50 Quadranten).

| Nr. | Art                                | Deutscher Name               | Fundort | R L - Klasse | Häufigkeit |
|-----|------------------------------------|------------------------------|---------|--------------|------------|
| 1   | <i>Abietinella abietina</i>        | Echtes Tannenmoos            | 4       |              |            |
| 2   | <i>Amblystegium serpens</i>        | Kriechendes Stumpfdeckelmoos | 3       |              |            |
| 1   | <i>Andreaea rupestris</i>          | Gewöhnliches Klaffmoos       | 3       |              |            |
| 4   | <i>Aneura maxima</i>               | Großes Ohnnermoos            | 7       | VU           | 2          |
| 5   | <i>Apopellia endiviifolia</i>      | Kelch-Beckenmoos             | 7       |              |            |
| 6   | <i>Atrichum undulatum</i>          | Großes Katharinenmoos        | 7       |              |            |
| 7   | <i>Aulacomnium palustre</i>        | Sumpf-Streifenstermoos       | 7;5     |              |            |
| 8   | <i>Bartramia ithyphylla</i>        | Straßblättriges Apfelmoos    | 4       |              |            |
| 9   | <i>Blepharostoma trichophyllum</i> | Gewöhnliches Wimpermoos      | 7       |              |            |

| Nr. | Art  | Deutscher Name                       | Fundort | R L -<br>Klasse | Häufig-<br>keit |
|-----|--|--------------------------------------|---------|-----------------|-----------------|
| 10  | <i>Brachytheciastrum velutinum</i>                                       | Samt-Kurzkapselmoos                  | 7       |                 |                 |
| 11  | <i>Brachythecium rivulare</i>  | Bach-Kurzbüchsenmoos                 | 7       |                 |                 |
| 12  | <i>Brachythecium rutabulum</i>   | Rauhstieliges Kurzbüchsenmoos        | 7       |                 |                 |
| 11  | <i>Brachythecium salebrosum</i>  | Glattstieliges Kurzbüchsenmoos       | 7       |                 |                 |
| 14  | <i>Bryum argenteum</i>   | Silber-Birnmoos                      | 7       |                 |                 |
| 15  | <i>Calliergonella cuspidata</i>  | Spießmoos                            | 7       |                 |                 |
| 16  | <i>Calliergonella lindbergii</i> (syn. <i>Hypnum lindbergii</i> )        | Lindbergs Spießmoos                  | 2       |                 |                 |
| 17  | <i>Calypogeia azurea</i>   | Blaues Bartkelchmoos                 | 2       |                 |                 |
| 18  | <i>Calypogeia fissa</i>  | Eingeschnittenes Bartkelchmoos       | 2       |                 |                 |
| 19  | <i>Calypogeia muelleriana</i>  | Müller-Bartkelchmoos                 | 5       |                 |                 |
| 20  | <i>Calypogeia neesiana</i>   | Nees-Bartkelchmoos                   | 1       | NT              | 1               |
| 21  | <i>Calypogeia suecica</i>  | Schwedisches Bartkelchmoos           | 3       |                 |                 |
| 22  | <i>Cephalozia bicuspidata</i>  | Zweispitziges Kopfsprossmoos         | 7       |                 |                 |
| 21  | <i>Ceratodon purpureus</i>   | Purpur-Hornzahnmoos                  | 7       |                 |                 |
| 24  | <i>Chiloscyphus pallescens</i>   | Bleiches Lippenbechermoos            | 5       |                 |                 |
| 25  | <i>Chiloscyphus polyanthos</i>   | Vielblütiges Lippenbechermoos        | 7       |                 |                 |
| 26  | <i>Climacium dendroides</i>  | Bäumchenartiges Leitermoos           | 7       |                 |                 |
| 27  | <i>Conocephalum conicum</i>  | Glänzendes Kegelkopfmoos             | 7       |                 |                 |
| 28  | <i>Cratoneuron filicinum</i>   | Farnähnliches Starknervmoos          | 5       |                 |                 |
| 29  | <i>Dicranella heteromalla</i>  | Einseitwendiges Kleingabelzahnmoos   | 2       |                 |                 |
| 10  | <i>Dicranodontium denudatum</i>  | Gemeines Bruchblattmoos              | 5       |                 |                 |
| 11  | <i>Dicranoweisia crispula</i>  | Kräuseliges Gabelzahnperlmoos        | 3       |                 |                 |
| 12  | <i>Dicranum montanum</i>   | Berg-Gabelzahnmoos                   | 3       |                 |                 |
| 11  | <i>Dicranum scoparium</i>  | Besen-Gabelzahnmoos                  | 7       |                 |                 |
| 14  | <i>Didymodon fallax</i>  | Zurückgekrümmtes Doppelzahnmoos      | 4       |                 |                 |
| 15  | <i>Didymodon rigidulus</i>   | Steifes Doppelzahnmoos               | 4       |                 |                 |
| 16  | <i>Diobellonella palustre</i> ( <i>Dichodontium palustre</i> )           | Sumpf-Paarzahnmoos                   | 7       |                 |                 |
| 17  | <i>Ditrichum heteromallum</i>  | Einseitwendiges Doppelhaarmmoos      | 3       |                 |                 |
| 18  | <i>Encalypta streptocarpa</i>  | Gedrehtfrüchtiges Glockenhutmoos     | 4       |                 |                 |
| 19  | <i>Entodon concinnus</i>   | Schönes Zwischenzahnmoos             | 4       |                 |                 |
| 40  | <i>Eurhynchium angustirete</i>   | Stumpfblättriges Schönschnabelmoos   | 7       |                 |                 |
| 41  | <i>Fontinalis antipyretica</i>   | Gemeines Brunnenmoos                 | 1       |                 |                 |
| 42  | <i>Frullania dilatata</i>  | Breites Wassersackmoos               | 7       |                 |                 |
| 41  | <i>Fuscocephaloziopsis connivens</i> ( <i>Cephalozia connivens</i> )     | Großzelliges Braunkopfsprossmoos     | 1       | EN              | 2               |
| 44  | <i>Gymnocolea inflata</i>  | Spitzlappiges Nacktkelchmoos         | 1       | NT              | 1               |
| 45  | <i>Hedwigia ciliata</i>  | Wimpern-Hedwigsmoos                  | 4       |                 |                 |
| 46  | <i>Herzogiella seligeri</i>  | Schlesisches Herzogmoos              | 7       |                 |                 |
| 47  | <i>Heterocladium heteropterum</i>  | Ungleichgefiedertes Wechselzweigmoos | 3       |                 |                 |
| 48  | <i>Homalothecium sericeum</i>  | Seidiges Goldmoos                    | 4       |                 |                 |
| 49  | <i>Hylocomiadelphus triquetrus</i> ( <i>Rhytidiadelphus triquetrus</i> ) | Großer Runzelbrudermoos              | 7       |                 |                 |
| 50  | <i>Hylocomium splendens</i>  | Etagenmoos                           | 7       |                 |                 |
| 51  | <i>Hypnum cupressiforme</i>  | Echtes Zypressen-Schlafmoos          | 7       |                 |                 |
| 52  | <i>Isoetecium alopecuroides</i>  | Großes Mäuseschwanzmoos              | 3       |                 |                 |
| 51  | <i>Kurzia pauciflora</i>   | Wenigblütiges Kurzmoos               | 1       | CR              | 1               |



| Nr. | Art   | Deutscher Name                      | Fundort | R L - Klasse | Häufigkeit |
|-----|---|-------------------------------------|---------|--------------|------------|
| 54  | <i>Lepidozia reptans</i>  | Kleines Schuppenzweigmoos           | 7       |              |            |
| 55  | <i>Leucodon sciurioides</i>   | Eichhörnchenschweifmoos             | 4       |              |            |
| 56  | <i>Lewinskya affinis</i> (syn: <i>Orthotrichum affine</i> )         | Verwandtes Goldhaarmoos             | 7       |              |            |
| 57  | <i>Lewinskya speciosa</i> (syn: <i>Orthotrichum speciosum</i> )     | Schönes Goldhaarmoos                | 7       |              |            |
| 58  | <i>Liochlaena lanceolata</i> (syn: <i>Jungermannia leiantha</i> )   |                                     | 3       |              |            |
| 59  | <i>Lophocolea bidendata</i>   | Zweizähliges Kammkelchmoos          | 5       |              |            |
| 60  | <i>Lophocolea heterophylla</i>                                      | Verschiedenblättriges Kammkelchmoos | 7       |              |            |
| 61  | <i>Lophozia ventricosa</i>  | Gewöhnliches Spitzmoos              | 1       |              |            |
| 62  | <i>Marchantia polymorpha</i>  | Wasser-Brunnenlebermoos             | 2       |              |            |
| 61  | <i>Mnium stellare</i>   | Echtes Sternmoos                    | 7       |              |            |
| 64  | <i>Mylia anomala</i>  | Unechtes Dünnkelchmoos              | 1       | VU           | 2          |
| 65  | <i>Mylia taylorii</i>   | Echtes Dünnkelchmoos                | 1       | NT           | 1          |
| 66  | <i>Odontoschisma denudatum</i>                                      | Nacktes Schlitzkelchmoos            | 2       | NT           | 1          |
| 67  | <i>Odothoschisma fluitans</i> (syn: <i>Cladopodiella fluitans</i> ) | Schlenken-Schlitzkelchmoos          | 1       | EN           | 1          |
| 68  | <i>Orthotrichum anomalum</i>  | Mauer-Goldhaarmoos                  | 4       |              |            |
| 69  | <i>Paraleucobryum longifolium</i>                                   | Langblättriges Weißgabelzahnmoos    | 3       |              |            |
| 70  | <i>Pellia neesiana</i>  | Nees-Beckenmoos                     | 2       |              |            |
| 71  | <i>Philonotis caespitosa</i>  | Rasiges Quellmoos                   | 2       | G            | 1          |
| 72  | <i>Philonotis fontana</i>   | Echtes Quellmoos                    | 5       |              |            |
| 71  | <i>Plagiochila asplenoides</i>                                      | Großes Muschelmoos                  | 7       |              |            |
| 74  | <i>Plagiochila porelloides</i>                                      | Kleines Muschelmoos                 | 7       |              |            |
| 75  | <i>Plagiomnium affine</i>   | Gemeines Kriechsternmoos            | 7       |              |            |
| 76  | <i>Plagiomnium ellipticum</i>                                       | Elliptisches Kriechsternmoos        | 1       |              |            |
| 77  | <i>Plagiomnium rostratum</i>  | Geschnäbeltes Kriechsternmoos       | 7       |              |            |
| 78  | <i>Plagiomnium undulatum</i>  | Gewelltes Kriechsternmoos           | 7       |              |            |
| 79  | <i>Plagiothecium nemorale</i>                                       | Hain-Plattmoos                      | 7;2     |              |            |
| 80  | <i>Pleurozium schreberi</i>   | Rotstängelmoos                      | 7       |              |            |
| 81  | <i>Pogonatum aloides</i>  | Aloeblättriges Filzmützenmoos       | 3       |              |            |
| 82  | <i>Pogonatum urnigerum</i>  | Großes Filzmützenmoos               | 4       |              |            |
| 81  | <i>Pohlia nutans</i>  | Nickendes Pohlmoos                  | 1       |              |            |
| 84  | <i>Pohlia wahlenbergii</i>  | Weißliches Pohlmoos                 | 7       |              |            |
| 85  | <i>Polytrichum commune</i>  | Gemeines Haarmützenmoos i. e. S.    | 5       |              |            |
| 86  | <i>Polytrichum formosum</i>   | Schönes Haarmützenmoos              | 7       |              |            |
| 87  | <i>Polytrichum juniperinum</i>                                      | Wacholder-Haarmützenmoos            | 3       |              |            |
| 88  | <i>Polytrichum strictum</i>   | Moor-Haarmützenmoos                 | 5       |              |            |
| 89  | <i>Pseudotaxiphyllum elegans</i>                                    | Elegantes Scheineibenblattmoos      | 7       |              |            |
| 90  | <i>Pterigynandrum filiforme</i>                                     | Faden-Zwirnmoos i. e. S.            | 2       |              |            |
| 91  | <i>Ptilidium ciliare</i>  | Großes Federchenmoos                | 4       |              |            |
| 92  | <i>Ptilidium pulcherrimum</i>                                       | Schönes Federchenmoos               | 7       |              |            |
| 91  | <i>Ptychostomum capillare</i> (syn: <i>Bryum capillare</i> )        | Haarblättriges Vielzahnbirnmoos     | 4       |              |            |
| 94  | <i>Ptychostomum imbricatum</i> (syn: <i>Bryum caespiticium</i> )    | Nordisches Vielzahnbirnmoos         | 4       |              |            |
| 95  | <i>Ptychostomum pallens</i> (syn: <i>Bryum pallens</i> )            | Blasses Vielzahnbirnmoos            | 4       |              |            |

| Nr. | Art  | Deutscher Name                       | Fundort | R L - Klasse | Häufigkeit |
|-----|--|--------------------------------------|---------|--------------|------------|
| 96  | <i>Ptychostomum pseudotriquetrum</i> (syn: <i>Bryum pseudotriquetrum</i> ) | Bach-Vielzahnbirnmoos                | 7       |              |            |
| 97  | <i>Ptychostomum weigelia</i> (syn: <i>Bryum weigelia</i> )                 | Herablaufendes Vierzahnbirnmoos      | 5       | VU           | 2          |
| 98  | <i>Pylaisia polyantha</i>  | Echtes Vielfruchtmoos                | 7       |              |            |
| 99  | <i>Radula complanata</i>   | Gewöhnliches Kratzmoos i. e. S.      | 7       |              |            |
| 100 | <i>Rhizomnium magnifolium</i>  | Großblättriges Wurzelsternmoos       | 7       |              |            |
| 101 | <i>Rhizomnium punctatum</i>  | Echtes Wurzelsternmoos               | 7       |              |            |
| 102 | <i>Rhodobryum roseum</i>   | Echtes Rosenmoos                     | 7       |              |            |
| 101 | <i>Rhynchostegium riparoides</i> (syn: <i>Platyhypnidium riparioides</i> ) | Ufer-Flachsclafmoos                  | 7       |              |            |
| 104 | <i>Rhytidadelphus squarrosus</i>   | Sparriges Runzelbrudermoos           | 7       |              |            |
| 105 | <i>Riccardia latifrons</i>   | Breitlappiges Riccardimoos           | 2       |              |            |
| 106 | <i>Riccardia palmata</i>   | Handförmiges Riccardimoos            | 2       |              |            |
| 107 | <i>Sanionia uncinata</i>   | Hakenmoos                            | 4       |              |            |
| 108 | <i>Sarmenypnum exannulatum</i> (syn: <i>Warnstorfia exannulata</i> )       | Ringloses Moorschlafmoos             | 1       |              |            |
| 109 | <i>Scapania curta</i>  | Erd-Spatenmoos i. e. S.              | 3       |              |            |
| 110 | <i>Scapania nemorea</i>  | Hain-Spatenmoos                      | 3       |              |            |
| 111 | <i>Scapania undulata</i>   | Bach-Spatenmoos                      | 2       |              |            |
| 112 | <i>Schistidium apocarpum</i> agg.  | Verstecktfrüchtiges Spalthütchenmoos | 4       |              |            |
| 111 | <i>Schistochilopsis incisa</i> (syn: <i>Lophozia incisa</i> )              | Blaugrünes Dornspitzmoos             | 5       |              |            |
| 114 | <i>Solenostoma gracilima</i> (syn: <i>Jungermannia gracilima</i> )         | Zierliches Blattkelchlebermoos       | 3       |              |            |
| 115 | <i>Sphagnum angustifolium</i>  | Schmalblättriges Torfmoos            | 1       | NT           | 4          |
| 116 | <i>Sphagnum capillifolium</i>  | Spitzblättriges Torfmoos             | 5       |              |            |
| 117 | <i>Sphagnum compactum</i>  | Dichtes Torfmoos                     | 1       | NT           | 1          |
| 118 | <i>Sphagnum cuspidatum</i>   | Spießblättriges Torfmoos             | 1       | EN           | 2          |
| 119 | <i>Sphagnum divinum</i>  |                                      | 1       | VU           | 1          |
| 120 | <i>Sphagnum fuscum</i>   | Braunes Torfmoos                     | 1       | VU           | 1          |
| 121 | <i>Sphagnum girgensohnii</i>   | Bergwald-Torfmoos                    | 7       |              |            |
| 122 | <i>Sphagnum medium</i>   | Mittleres Torfmoos                   | 1       | VU           | 1          |
| 121 | <i>Sphagnum palustre</i>   | Sumpf-Torfmoos                       | 5       |              |            |
| 124 | <i>Sphagnum quinquefarium</i>  | Fünfzeiliges Torfmoos                | 3       |              |            |
| 125 | <i>Sphagnum teres</i>  | Rundästiges Torfmoos                 | 5       | VU           | 1          |
| 126 | <i>Sphagnum warnstorffii</i>   | Warnstorf-Torfmoos                   | 5;1     | VU           | 1          |
| 127 | <i>Sphenolobus minutus</i> (syn: <i>Anastrophyllum minutum</i> )           | Kleines Keillappenmoos               | 1       |              |            |
| 128 | <i>Straminergon stramineum</i>   | Strohmoos                            | 5       |              |            |
| 129 | <i>Syntrichia ruralis</i>  | Erd-Verbundzahnmoos                  | 4       |              |            |
| 110 | <i>Tetraphis pellucida</i>   | Durchsichtiges Georgsmoos            | 5       |              |            |
| 111 | <i>Thuidium assimile</i>   | Haarspitzen-Thujamoos                | 4       |              |            |
| 112 | <i>Thuidium tamariscinum</i>   | Tamarisken-Thujamoos                 | 3       |              |            |
| 111 | <i>Tomentypnum nitens</i>  | Glänzendes Filzschlafmoos            | 5       | VU           | 1          |
| 114 | <i>Tortula muralis</i>   | Mauer-Drehzahnmoos i. e. S.          | 4       |              |            |
| 115 | <i>Trilophozia quinquecladata</i> (syn: <i>Tritomaria quinquecladata</i> ) | Fünzfähriges Ungleichlappenmoos      | 3       |              |            |
| 116 | <i>Ulota crispa</i> agg.   | Gewöhnliches Krausblattmoos          | 7       |              |            |
| 117 | <i>Warnstorfia fluitans</i>  | Flutendes Moorschelfmoos             | 1       | EN           | 1          |

### Gefäßpflanzen – Spezialisten im St. Lorenzener Moor

Susanne GLATZ-JORDE, Tobias KÖSTL, Gerwin HEBER, Wilfried FRANZ, Getrud TRITTHART

Die botanischen Besonderheiten des Untersuchungsgebiets wurden in der Vergangenheit bereits in unterschiedlichen Zusammenhängen dokumentiert, sodass den Aufnahmen beim GEO-Tag eher ein Monitoringcharakter zukommt. So wurden einige nach der aktualisierten Roten Liste der Farn- und Blütenpflanzen Kärntens (FRANZ et al. 2023) gefährdete und nach dem Kärntner Naturschutzgesetz geschützte Arten wieder aufgefunden. Insgesamt wurden 233 Gefäßpflanzen erfasst. Diese relativ geringe Zahl an Arten ist auf die Tatsache zurückzuführen, dass die das Untersuchungsgebiet dominierenden Lebensräume der Hochmoore, Übergangsmoore und basenarmen Niedermoore sowie der basenarmen Magerwiesen- und Weiden tendenziell an Gefäßpflanzen arme Lebensräume darstellen. Unbestritten hoch ist jedoch deren ökologische und naturschutzfachliche Bedeutung, da diese sehr seltenen und hochsensiblen Lebensräume viele spezialisierte Arten beherbergen, die nur ein enges ökologisches Spektrum aufweisen.

Eine floristische Besonderheit ist die ansonsten in der borealen Zone weiter verbreitete Dreh-Birke (*Betula pubescens* subsp. *czerepanovii*), die bereits in vorherigen Aufnahmen nachgewiesen wurde (vgl. DABERNIG et al. 2005, FRANZ & TEMSCH 2019). Ebenfalls wieder aufgefunden wurde der Moor-Klee (*Trifolium spadiceum*) und im Hochmoor selbst die Kleinfrucht-Moor-Preiselbeere (*Vaccinium microcarpum*), die aufgrund ihrer wenigen Vorkommen und der geringen Populationsdichten als „stark gefährdet“ in den Zentralalpen eingestuft wurden (FRANZ et al., 2023). Mit dem Nachweis des Drüsen-Mauerpfeffers (*Sedum villosum*) konnte W. Franz eine in den Zentralalpen „Vom Aussterben bedrohte“ Art bestätigen.

Typische Hochmoor-Arten sind die als „Gefährdet“ eingestufte Wenigblütige Segge (*Carex pauciflora*), die Rosmarinheide (*Andromeda polifolia*), der Rundblatt-Sonnentau (*Drosera rotundifolia*) und das Scheidige Wollgras (*Eriophorum vaginatum*). Sie sind in den dichten Moospolstern zwischen den häufigeren Arten Alpen-Haarbinse (*Trichophorum alpinum*), der Moor-Rauschbeere (*Vaccinium uliginosum*) und der Preiselbeere (*Vaccinium vitis-idaea*) zu finden. Mit der Schlamm-Segge (*Carex limosa*) wurde in einer Schlenke eine seltenere und gefährdete Art nachgewiesen.

Direkt am Wegrand zum Moor im Autertal fiel die nach der Roten Liste gefährdete Strauß-Wucherblume (*Tanacetum corymbosum*) neben dichten Beständen des Tauern-Eisenhut (*Aconitum tauricum*) und der Himmelsleiter (*Polemonium caeruleum*) auf. In den angrenzenden Silikat-Magerrasen treten Alpen-Kuhschelle (*Pulsatilla alpina*), Prachtnelke (*Dianthus superbus* subsp. *alpestris*) und Arnika (*Arnika montana*) sowie die in Kärnten geschützten Arten Glocken-Enzian (*Gentiana acaulis*), Rätischer Kranzenzian (*Gentianella rhaetica*) und die Mücken-Händelwurz i. e. S. (*Gymnadenia conopsea* s. str.) auf.

Im Moorbach und im angrenzenden Überflutungsbereich wurde die mit „Vorwarnstufe“ beurteilte Art Schlaffer Wasserhahnenfuß (*Ranunculus trichophyllus*) aufgefunden.



In den angrenzenden Niedermoorbereichen im Autertal wurde der mit „Vorwarnstufe“ eingestufte Moorenzian (*Swertia perennis*) erneut nachgewiesen, der dort dichte Bestände bildet. Hinzu kommen die in Kärnten geschützten Arten Blutaue (*Comarum palustre*) (gefährdet) sowie der Frühlings-Enzian (*Gentiana verna*).

Im Niedermoor unterhalb der St. Lorenzener Kirche sind die in der „Vorwarnstufe“ geführte Breitblättrige Fingerwurz (*Dactylorhiza majalis*) und die nicht gefährdete Fuchs' Flecken-Fingerwurz (*Dactylorhiza fuchsii*) erwähnenswert. Auf einem Felsen direkt neben der Kirche wurde die in Kärnten geschützte Rosenwurz (*Rhodiola rosea*) aufgefunden.

Eine teilweise geschützte Art ist auch die Zirbe (*Pinus cembra*), die die dominante Baumart im Wald westlich des Hochmoores darstellt. Dort wurde auch, neu für den Quadranten, das Moosauge (*Moneses uniflora*) als typische, aber seltene Art schattig-frischer montaner Nadelwälder nachgewiesen. Erfreulicherweise wurden im Untersuchungsgebiet keine Neophyten gesichtet; allerdings knapp außerhalb, im Graben der Gurkbachabwärts entlang der Hochrindlstraße sind einzelne Exemplare des Japanischen Staudenknöterichs (*Fallopia japonica*) anzutreffen.



Abb. 39: Dichte Teppiche des Schlafen Wasserhahnenfuß treten im Bach des Autertals auf.  
Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O., 16.07.2022



Abb. 40: Die Strauß-Wucherblume in einer Hochstaudenflur im Autertal  
Foto: S. Glatz-Jorde, E.C.O., 16.07.2022

**Abb. 41:**  
Die in Kärnten sel-  
tene Drehbirke am  
Rand des Hoch-  
moores wurde von  
W. Franz bereits 2004  
nachgewiesen.  
Foto: S. Glatz-Jorde,  
E.C.O., 16.07.2022



**Abb. 42:**  
Der Moorenzian tritt  
in den Niedermooren  
der Nockberge häufig  
auf.  
Foto: S. Glatz-Jorde,  
E.C.O., 16.07.2022



**Abb. 43:**  
Im oberen Bereich  
des Niedermoors  
dominiert die Sumpf-  
Distel die eine wert-  
volle Nahrungsquelle  
für Insekten wie  
diesem Schecken-  
Falter darstellt.  
Foto: S. Glatz-Jorde,  
E.C.O., 16.07.2022



Insgesamt wurden 233 Gefäßpflanzen dokumentiert, davon kommen 9 % im Hochmoor, 18 % im Flachmoor, 6 % im angrenzenden Wald und über 70 % der Arten in den Magerwiesen rund um St. Lorenzen vor. 10 % der Arten treten in mehreren Lebensräumen auf. 21 Arten, das entspricht 9 % sind in Kärnten geschützt, 20 Arten gelten nach der Neueinstufung der Roten Liste (FRANZ et al. 2023) als gefährdet. Aufgrund der Vermeidung von Redundanz wird die Gesamtartenliste nicht abgedruckt. Eine Publikation der bisherigen Ergebnislisten ist zum Abschluss der GEO-Tagreihe vorgesehen.

## **Tierwelt**

### **Neue Technologien im Einsatz**

Vanessa BERGER, Vid ŠVARA, Ilja SVETNIK, Stephanie WOHLFAHRT & Michael JUNGMEIER

Neue Methoden und Technologien stellen ein enormes Potenzial für die Erfassung von Biodiversitätsdaten dar. Vor allem durch die wachsende Auswahl kostengünstiger Sensoren und neuartiger Technologien können innerhalb kurzer Zeit große Datenmengen erhoben werden. Darüber hinaus können die Daten durch geschulte Personen bzw. Laien erfasst werden. Die technologiebasierten Ansätze können in fünf Technologiefamilien unterteilt werden: Fernerkundung, genetische Verfahren, bildgebende Verfahren, akustische und olfaktorische Sensoren (DALTON et al. 2021).

Die methodische Weiterentwicklung der Fernerkundung wurde in den letzten Jahren maßgeblich durch den Einsatz von Drohnen geprägt. Dies führte zu einer deutlichen Erhöhung der Auflösung im Millimeterbereich und Verfügbarkeit von Daten. Die Vogelperspektive kann so genutzt werden um Individuen automatisiert zu zählen. Auch Satellitenbilddaten sind inzwischen teilweise täglich verfügbar und können zur zeitnahen Erfassung von Habitatveränderungen herangezogen werden (DALTON et al. 2021).

Genetische Verfahren ermöglichen eine Identifikation von Arten anhand von Sammelproben von Organismen oder durch die Entnahme von Umweltmedien (environmental DNA – eDNA (TABERLET et al. 2012)) wie Wasser, Boden oder Luft. Die Verwendung von genetischen Methoden bietet eine standardisierte Beprobung und Identifikation aller vorkommenden Lebewesen (PASCHER et al. 2022). Die Beprobung kann ohne invasive Eingriffe in die Natur erfolgen, was insbesondere bei geschützten und seltenen Arten relevant sein kann. Vor allem aber können schlecht erreichbare Gebiete durch Wasserproben weiter flussabwärts untersucht werden (GORIČKI et al. 2017, DEJEAN et al. 2011, USHIO et al. 2017, MACHER et al. 2022).

Die Anwendung von Wildkameras stellt inzwischen keine Neuheit in der Wildtierökologie mehr dar. Trotzdem gibt es auch hier neue Entwicklungen und Erkenntnisse. Neben klassischen Methoden werden vermehrt Kameras im Insektenmonitoring eingesetzt. Vor allem die Verwendung von Kameras über einen längeren Zeitraum ermöglicht es, Arten relativ



ungestört zu beobachten und dabei neue Einblicke in die Lebensweise einzelner Arten zu erlangen (ALISON et al. 2022).

Die Erfassung von chemischen Substanzen (olfaktorische Sensoren) aus der Luft wird zunehmend für naturkundefachliche Fragestellungen herangezogen. Unter anderem kann dadurch eine erhöhte Harzproduktion aufgrund der Stressreaktion von Bäumen im Zuge eines Borkenkäferbefalls festgestellt werden (PACZKOWSKI & JAEGER 2021).

Akustische Sensoren werden immer häufiger für die Bestimmung von akustisch unterscheidbaren Arten wie Vögel oder Fledermäuse herangezogen. Einer der wichtigsten Gründe dafür sind die erhöhte Sensitivität der Sensoren und die Verwendung von künstlicher Intelligenz für die Identifikation von Arten. Durch die Automatisierung der Datenerfassung und Auswertung kann so das Wissen der Experten und Expertinnen gezielt für bestimmte Arten eingesetzt werden. Auch gibt es mittlerweile einige Datenbanken, welche bereits identifizierte und vor allem nachgewiesene Rufe zur Verfügung stellen, um eine automatisierte Zuteilung von Arten durchführen zu können (DALTON et al. 2021). Darüber hinaus ist die Reichweite von akustischen Sensoren höher als bei optischen Sensoren (AVOTS et al. 2022).

### **Erhebungen am GEO-Tag**

Im Rahmen des GEO-Tages wurden einige der oben beschriebenen technologiebasierten Ansätze getestet. Konkret kamen akustische Sensoren und genetische Verfahren zum Einsatz. Unter Verwendung kostengünstiger Sensoren, wie der Type AudioMoth (ca. € 110), können akustische Signale flächendeckend zu bestimmten Zeitpunkten (z. B. Dämmerung) über einen längeren Zeitraum aufgenommen werden. Am GEO-Tag wurden insbesondere Vogelstimmen analysiert. Die Standorte wurden so gewählt, dass möglichst viele Biotopstrukturen im Untersuchungsgebiet abgedeckt werden konnten. Prinzipiell ist bei der Auswahl von Standorten darauf zu achten, dass die Aufnahmequalität nicht durch Äste eingeschränkt wird. Die sechs verwendeten Sensoren zeichneten nur am GEO-Tag auf. Die erhobenen Daten wurden anschließend mit der Open Source Software BirdNet (basierend auf einem neuronalen Netzwerk (KAHL et al. 2021)) in einzelne Artnachweise gruppiert.

Der Einsatz von DNA-basierten Methoden für die Identifikation von Organismen aus Umweltproben ist ein weiterer vielversprechender Ansatz. Arten werden dabei auf Basis von kurzen DNA-Abschnitten, auch Barcodes genannt, identifiziert. Das genetische Material wird mittels eDNA-Filtern aus dem Wasser gefiltert. Um die Barcodes aus den Filterproben zu generieren, wird die DNA aus der Probe extrahiert und anschließend anhand eines Sequenziergeräts detektiert. Die ermittelten Barcodes werden basierend auf den Sequenzen mit den entsprechenden spezifischen Datenbanken für einzelne Arten abgeglichen.

Am GEO-Tag wurde eDNA aus Wasser beprobt, um insgesamt 5 Organismenzielgruppen zu detektieren (Säugetiere, Fische, Amphibien, Makroinvertebraten und Algen). Für alle Proben wurde von der Firma Sinsoma GmbH ein Metabarcoding durchgeführt, um das Artenspektrum für diese Organismengruppen im Untersuchungsgebiet zu identifizieren. Die Wasserproben wurden an 3 Standorten im Moosbachl innerhalb des Untersuchungsgebiets und an einem Referenzstandort flussabwärts an

der Gurk entnommen. Der erste (Referenz-) Standort lag an der Gurk in der Nähe von Ebene Reichenau. Der zweite Standort befand sich an der Südseite des Moores in der Umgebung eines weidendominierten Ufergehölzes entlang der Straße, die zum Moor führt. Der dritte Standort wurde inmitten des Hochmoores beprobt (im Bereich von Bergkiefern (*Pinus mugo*)). Der vierte Standort befand sich im Norden des Hochmoores in St. Lorenzen in der Nähe von extensiv bewirtschafteten Weiden und Wiesen.



Abb. 44: Die DNA wurde mittels Filtration von Wasser durch feine sterile Filter gesammelt.  
Foto: V. Švara, FH Kärnten, 16.07.2022



Abb. 45: Mit Hilfe des AudioMoth Sensor wurden 33 Vogelarten im Moor festgestellt. Foto: V. Berger, FH Kärnten, 15.07.2022



Abb. 46: Mithilfe der E-DNA Analyse der Wasserproben konnten 11 Säugetierarten, 4 Fischarten und 3 Amphibienarten festgestellt werden. Die Koordinaten der Standorte waren:  
(1: 46.849252 N, 13.913165 E).  
(2: 46.857983 N, 13.924675 E).  
(3: 46.861825 N, 13.922974 E).  
(4: 46.865320 N, 13.920369 E).  
Foto: V. Berger, FH Kärnten, 16.07.2022

### Technologiebasierte Ergebnisse im Überblick

Von den am GEO-Tag eingesetzten sechs AudioMoth Sensoren sind zwei auf Grund von technischen Problemen ausgefallen. Die restlichen vier Sensoren haben in Summe eine Datenmenge von 12,2 GB mit 2.936 aufgezeichneten Rufen generiert. Wobei zu erwähnen ist, dass die Sensoren nur am GEO-Tag eingesetzt wurden. Insgesamt konnten bisher in der Analyse 33 verschiedene Vogelarten detektiert werden. Neben der

Detektion und Identifikation von Arten ist vor allem die Verifizierung von Arten durch Experten und Expertinnen essenziell. Nach akustischer Verifizierung bleiben 28 Arten mit sicherem Nachweis und 5 Arten mit unsicherem Status. Der Zilpzalp (*Phylloscopus collybita*) ist mit 2.248 Rufen die Art mit den mit Abstand häufigsten Rufaufzeichnungen. Weitere häufige Arten mit mindestens 50 Rufaufzeichnungen sind Tannenhäher (*Nucifraga caryocatactes*), Schwanzmeise (*Aegithalos caudatus*), Kohlmeise (*Parus major*) und Rotkehlchen (*Erithacus rubecula*). Ein interessanter unsicherer Nachweis ist die Felsenschwalbe (*Ptyonoprogne rupestris*). Diese Art bevorzugt steinig und trockenes Gelände und brütet gerne in südexponierten Felswänden.

Die genetischen Ergebnisse zeigen, dass auch genetische Methoden sehr effektiv in einem Schutzgebiet angewendet werden können. Durch eine nicht-invasive Beprobung lassen sich so unterschiedlichste Gruppen von Organismen nachweisen (PASCHER et al. 2022). Einige dieser Arten sind ansonsten nur schwer zu beobachten, z. B. Säugetiere, welche tagsüber weniger aktiv sind oder Arten, die sich nur selten im Beobachtungsgebiet aufhalten. Diese Methode kann den Einsatz weiterer Technologien unterstützen, indem sie erste Einblicke in die Artenvielfalt eines Gebietes ermöglicht. Die Ergebnisse der mit eDNA nachgewiesenen Arten werden zurzeit von Experten überprüft. Aufgrund dessen werden hier nur einige Auszüge des Gesamtergebnisses präsentiert.

Es wurden beim GEO-Tag auf diese Weise insgesamt 11 Säugetiere identifiziert. Es handelt sich um Arten, welche nicht im beprobten Bach leben, sondern sich in der direkten Umgebung bewegen und dadurch genetische Spuren (Kot, Haare, Körperflüssigkeiten etc.) hinterlassen. Es wurden mehrere Waldbewohner wie Fuchs (*Vulpes vulpes*), Rothirsch (*Cervus elaphus*) und Wildschwein (*Sus scrofa*) detektiert. Es wurden auch vier Insektenfresser identifiziert, darunter die Wasserspitzmaus (*Neomys fodiens*), welche laut Berner Konvention geschützt ist. Weiters haben auch drei Nutz- und Haustiere DNA-Spuren hinterlassen (Pferd (*Equus caballus*), Kuh (*Bos taurus*) und Katze (*Felis catus*). Bei den Fischen wurde im Untersuchungsgebiet die Bachforelle (*Salmo trutta*) nachgewiesen. Insgesamt wurden im untersuchten Bach drei Amphibienarten identifiziert. Diese umfassen den Grasfrosch (*Rana temporaria*), die Erdkröte (*Bufo bufo*) und den Bergmolch (*Ichthyosaura alpestris*). Der Bergmolch, welcher am Standort 3 im Moor detektiert wurde, wird als Art der Roten Liste Österreichs mit NT (Near Threatened – Potenziell gefährdet) geführt. Im Untersuchungsgebiet wurden auch zahlreiche Algen, vor allem aus dem Taxon von Diatomeen detektiert sowie einige Makroinvertebraten aus den Ordnungen Köcherfliegen (Trichoptera), Steinfliegen (Plecoptera), Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Käfer (Coleoptera), Schnabelkerfe (Hemiptera) und Zweiflügler (Diptera).

Die Artenlisten könnten mit dem Einsatz weiterer technologiebasierter Methoden im Untersuchungsgebiet erweitert werden. Zum Beispiel könnte mit dem Einsatz von Wildkameras gezielt nach bestimmten Arten gesucht werden.

Die hier beschriebenen Methoden und Technologien können neue Einblicke in die Biodiversität eines Schutzgebietes bieten sowie Experten und Expertinnen als auch Laien bei der klassischen Bestimmung von Arten unterstützen. Was diese neuen Methoden und Technologien



gemein haben, ist die Erzeugung enormer Datenmengen in kurzer Zeit. Dies stellt Schutzgebiete sowie Experten und Expertinnen vor neue Herausforderungen. Fachwissen ist hier vor allem neben der Planung des Versuchsdesigns bei der Verifizierung von Arten essenziell und stellt somit eine Verschiebung im Zeitmanagement dar. Derzeit wird in der Wissenschaft mit Nachdruck an Algorithmen gearbeitet um die großen Datenmengen automatisiert und in Echtzeit auszuwerten. Es ist anzunehmen, dass aufgrund der vielen Vorteile zukünftig die Rolle dieser Methoden und Technologien im Monitoring und beim Schutz der biologischen Vielfalt immer wichtiger werden.

### **Weberknechte (Opiliones) – Langbeiner fernab des Hochmoors**

Von Christian KOMPOSCH & Julia LAMPRECHT

Prasselnde Regentropfen empfangen uns am 15. Juli 2022 bei der Ankunft im JUFA Hotel Nockberge auf der Hochrindl. Auch wenn die Kartierung von Spinnen, Weberknechten und anderen Arachniden auch bei nassem Wetter gut möglich ist – die Motivation ist zweifelsfrei bei trockenem Wetter noch höher. Tatsächlich zeigte sich auf dem Weg ins Gelände alsbald die Sonne!

Der erste Stopp der Arachnologengruppe erfolgte an der Gurk. Vielversprechend wirkte ein kleiner rechtsufriger Seitenbach, tief eingeschnitten mit seinen felsdurchsetzten und von Baumwurzeln bedeckten erdigen Steilufeln. Hier hieß es, mit kräftigen Holzstecken die Ufer auf Achtbeiner hin „abzuklopfen“, Steine umzudrehen und die wurzelverhangenen Erdhöhlen mittels einer starken Stirnlampe zu inspizieren. Bereits nach wenigen Minuten konnte die erste Besonderheit nachgewiesen werden: Der hygrophile Schwarze Zweidorn (*Paranemastoma bicuspidatum*) wurde aus seinem Versteck ans Tageslicht befördert. Diese hygrobionte Art ist die „Wasserratte“ unter den Weberknechten, bevorzugt sie doch nasse Uferzonen. Unter der kleinen Brücke, die über die Gurk zum Hochmoor führt, fanden wir das Reich der „Titanen“: Der Schwarze Riesenweberknecht (*Gys titanus*) ist der größte und massigste Weberknecht Mitteleuropas. Mit seinem imposanten Aussehen wurde er selbst von den wenig arachnophilen GEO-Tag Besuchern mit Staunen inspiert.

Im fichtendominierten Auwald an der Gurk scharten sich wissbegierige Nachwuchsforscher um die Spezialisten, um das tierische Leben im Boden genauer unter die Lupe zu nehmen. Wie kartiert man denn diesen Waldboden auf der Suche nach den versteckt lebenden Tierchen der Streuschicht, im Fachjargon Boden-Makrofauna und Mesofauna genannt? Die Antwort lautet: Mit dem Bodensieb und durch das Ausklopfen von Moospolstern über einem weißen Tablett! Beim Aussortieren des Gesiebes konnten neben Kankern und Spinnen winzige Kurzflügelkäfer, Springschwänze und Milben mittels des Exhaustors aufgesaugt und gesichert werden.

Auch der nächste Tag brachte Nachweise, die das Arachnologenherz höherschlagen lassen und die naturschutzfachliche Bedeutung des Biosphärenparks Kärntner Nockberge untermauern: zunächst den Fund des Subalpinen Schwarzrückenkankers (*Leiobunum subalpinum*). Dieser

regionale Subendemiten Österreichs im engeren Sinn (Kategorie E-b.2 sensu KOMPOSCH 2018) wurde erst im Jahr 1998 beschrieben. Er zierte die feucht-kühlen Felswände am Beginn des Autertals nördlich von St. Lorenzen. Im subalpinen Lärchen-Zirbenwald fand sich – gut getarnt – an flechtenbewachsenen Baumstämmen das Gebirgsgroßauge (*Platybunus bucephalus*).

In Summe konnten 44 Weberknechte im Untersuchungsgebiet gesammelt und fotografiert werden, die sich auf 9 Arten aus 3 Familien verteilen.

Als Conclusio ist festzuhalten: Mit dem waldfreien Terrain und dem sauren Milieu des offenen Hochmoors haben die Weberknechte nicht die größte Freude, umso mehr hingegen mit den Auwäldern an der Gurk, den subalpinen Nadelwäldern und den Felsbiotopen rund um St. Lorenzen.

**Tab. 5:** Liste der aus dem Untersuchungsgebiet (A-Carinthia, Biosphärenpark Nockberge: St. Lorenzener Hochmoor bis Gurkufer: 46°51' N, 13°55-56' E, Seehöhe: 1.330–1.480 m) im Rahmen des 7. GEO-Tages der Natur vom 15.–16.7.2022 nachgewiesenen Weberknechtarten (Opiliones). Die Gefährdungseinstufung der einzelnen Taxa folgt der Roten Liste der Weberknechte Kärntens (KOMPOSCH 1999) und Österreichs (KOMPOSCH 2009; jeweils Aktualisierungen Ch. KOMPOSCH unpubl). Verwendete Gefährdungskategorien sind: LC – Least Concern, NT – Near Threatened, DD – Data Deficient, VU – Vulnerable, EN – Endangered; - = Nicht gefährdet, V = Vorwarnstufe, 3 = Gefährdet, R = Extrem selten. Ind. = Individuenzahl. Kart. = Seriöse Arachnologische Kartierung. iNat = Online-Meldeplattform iNaturalist. Die Nomenklatur richtet sich nach MARTENS (1978) und KOMPOSCH (2011), die deutschen Namen sind KOMPOSCH & GRUBER (2004) entnommen. Gefährdete und/oder kleinräumig endemische Arten sind rot gedruckt.

| Nr. | Art, Familie  | RL K | RL Ö | Ind.-Kart. | Ind.-iNat |
|-----|---|------|------|------------|-----------|
|     | <b>Nemastomatidae, Mooskanker</b>   |      |      |            |           |
| 1   | <i>Mitostoma chrysomelas</i> (Hermann, 1804)<br>Mittleuropäischer Fadenkanker                 | V    | LC   | 3          |           |
| 2   | <i>Paranemastoma bicuspidatum</i> (C. L. Koch, 1835)<br>Schwarzer Zweidorn, Wasserweberknecht | 3    | EN   | 2          |           |
|     | <b>Phalangiidae, Schneider</b>  |      |      |            |           |
| 3   | <i>Lacinius ephippiatus</i> (C. L. Koch, 1835)<br>Gesattelter Zahnäugler                      | -    | NT   | 1          | [1]       |
| 4   | <i>Mitopus morio</i> (Fabricius, 1779)<br>Gemeiner Gebirgsweberknecht                         | -    | LC   | 23         | 13        |
| 5   | <i>Oligolophus tridens</i> (C. L. Koch, 1836)<br>Gemeiner Dreizackkanker                      | -    | LC   | 1          |           |
| 6   | <i>Platybunus bucephalus</i> (C. L. Koch, 1835)<br>Gebirgsgroßauge                            | -    | LC   | 4          | [1]       |
|     | <b>Sclerosomatidae, Kammkrallen-Weberknechte</b>  |      |      |            |           |
| 7   | <i>Gyas titanus</i> Simon, 1879<br>Schwarzer Riesenweberknecht                                | 3    | EN   | 4          | [1]       |
| 8   | <i>Leiobunum cf. limbatum</i> L. Koch, 1861<br>Ziegelrückenkanker                             | -    | LC   | 4          | 1         |
| 9   | <i>Leiobunum subalpinum</i> Komposch, 1998<br>Subalpiner SchwarZRückenkanker                  | R    | VU   | 2          | [1]       |



Abb. 47: Der endemische Schwarze Zweidorn (*Paranemastoma bicuspidatum*) konnte in einem feucht-kühlen Versteck am Bachufer entdeckt werden. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Abb. 48: Der Mitteleuropäische Fadenkanker (*Mitostoma chrysomelas*) tritt als euryzonale Art vom Talboden bis in die Gipfelregionen auf. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Abb. 49: Der Subalpine Schwarzrückenkanker (*Leio- bunum subalpinum*) – im Bild ein Weibchen – wurde erst im Jahr 1998 beschrieben. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Abb. 50: Moos-Expertinnen und Kankerjäger treffen sich regelmäßig in ihren feucht-kühlen Vorzugsbiotopen. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022



Abb. 51: Chantal Berger, Nina Kummer und Julia Lam- precht auf erfolgreicher Kankerjagd am Gurkufer. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022



Abb. 52: Alexander Koblmüller hat ein GebirgsgröÙauge am Baumstamm entdeckt. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022





Abb. 53: Jakob und Wolfram Graf sind vom Schwarzen Riesenweberknecht sichtlich beeindruckt. Foto: J. Lamprecht, ÖKOTEAM, 16.07.2022



Abb. 54: Julia Lamprecht entdeckt beim Zerlegen eines morschen Baumstamms einen Mitteleuropäischen Fadenkanker. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 15.07.2022

### **Spinnen (Araneae) – Sammelröhrchen & Binokular oder Fotoapparat & iNaturalist? Ein Methodenvergleich**

Von Christian KOMPOSCH, Julia LAMPRECHT, Chantal BERGER, Nina KUMMER & Leonhard LORBER

Wie viele Spinnenarten werden es denn dieses Jahr sein? Welche der beiden im Titel genannten Methoden, welcher Zugang zur Artenbestimmung liefert die besseren Ergebnisse?

Die Voraussetzung für den Nachweis von Dutzenden Spinnenarten im Rahmen der GEO-Tage der Natur ist grundsätzlich gut, besiedeln doch diese Arachniden sämtliche Landlebensräume in hohen Arten- und Individuendichten. Begrenzend wirkt die für Kartierungsarbeiten zur Verfügung stehende Zeit innerhalb des 24-stündigen Zeitfensters, zumal neben der Jagd nach Arten und Rekorden auch der öffentlichkeitswirksame, lehrende und lernende sowie soziale Aspekt ein wesentliches Teilziel dieser Veranstaltungen ist. Die Zahl der arachnologisch interessierten und sammelnden Biologen war auch in diesem Jahr wieder bemerkenswert hoch: fünf klassisch-wissenschaftlich sammelnde Fachleute plus sechs fotografisch aktive arachnophile Kollegen (Benjamin Gorfer, Alexander Koblmüller, Gernot Kunz, Tamara Polt, Ilja Svetnik und Nikola Szucsich), die ihre Daten über die online-Meldeplattform iNaturalist verfügbar machten.

Das mittels genitalmorphologischer Determination exakt ausgewertete Spinnenmaterial ergibt eine Artenliste mit 31 Taxa, via iNaturalist konnten 6 weitere Arten hinzugefügt werden. Somit wurden in Summe mindestens 37 Spinnenarten aus 15 Familien im Untersuchungsgebiet nachgewiesen. Die Fotografie-Methode lieferte 9 Arten; von den insgesamt 16 hochgeladenen Spinnenarten sind 7 Taxa abfotografierte Belege des von der Arachnologencrew gesammelten Materials. Da dies, wie auch bei den Weberknechten (v. a. Riesenweberknecht), mit einem einzigen Individuum z. T. mehrfach geschehen ist, handelt es sich bei den iNaturalist-Datensätzen auch um nicht erkennbare und damit problema-

tische Doppelmeldungen. Sehr positiv hingegen ist das Generieren zahlreicher Datensätze von vielen verschiedenen Fundorten für auffallende, große und auch im Freiland bzw. vom Foto leicht bestimmbare Arten zu bewerten: bei den Radnetzspinnen *Araneus diadematus*, *A. quadratus* und *Aculepeira ceropegia* hatten die „iNaturalisten“ die Nase vorne. Nach dem aktuellen taxonomischen Stand der Forschung sind allerdings nur geschätzte 5 Prozent der heimischen Spinnenarten mehr oder weniger verlässlich über ein (sehr gutes) Foto bestimmbar.

Eine repräsentative Aufsammlung an Spinnen zeigt hinsichtlich ihrer Artenzahl eine Dominanz der Familie Linyphiidae. Auch bei den gegenständlichen Aufsammlungen sind 9 Arten (24 %) den Baldachin- und Zwergspinnen zuzurechnen. Mittels Fotodokumentation wurde hier eine einzige Art beigesteuert: *Pityohyphantes phrygianus*. Bemerkenswert ist der Umstand, dass es sich hierbei um den dritten Nachweis für das Bundesland Kärnten handelt!

Hervorzuheben ist auch das Auffinden der Moorwald-Sackspinne (*Clubiona cf. kulczynskii*); dies gelang in den Hochmoorflächen nahe dem Beobachtungsturm. Der einzige Endemit (*Tenuiphantes jacksonoides*) wurde ebenfalls im Zuge der arachnologischen Kartierungen mittels des Bodensiebes entdeckt.

Von den Piratenspinnen konnten seinerzeit 4 Arten im St. Lorenzener Hochmoor nachgewiesen werden (ÖKOTEAM – PAILL et al. 2004). Mit der nun hinzugekommenen Dokumentation der Gebirgsbach-Piraten Spinne an den Schotterbänken der Gurk sind somit 5 Piratenspinnen im Gebiet nachgewiesen! Die arachnologischen Kartierungsarbeiten im Rahmen des zuvor genannten Kulturlandschaftsprojekts hatten trotz der Anwendung einer einzigen Sammelmethode (Barberfallen) die beachtliche Zahl von 51 Spinnenarten erbracht, darunter eine Vielzahl hochrangiger Rote-Liste-Arten (*Notioscopus sarcinatus*, *Troglohyphantes thaleri*, *Pirata uliginosus* etc.).

Bei Betrachtung der naturschutzfachlich wertbestimmenden Arten rangiert die „Fotoschiene“ allerdings weit abgeschlagen: Mittels seriöser Kartierungs- und Bestimmungsarbeiten konnten 8 Rote-Liste-Arten nachgewiesen werden, iNaturalist lieferte lediglich eine einzige Art. Der Grund, warum die Zahl der Spinnenforscher dennoch nicht an jene der heuschrecken- oder vogelkundlich Interessierten heranreicht, ist der unumgängliche Einsatz hochauflösender optischer Geräte (Binokulare), der beträchtliche zeitliche Aufwand für die Bestimmung und die Notwendigkeit einer langjährigen Expertise; diese Voraussetzungen bzw. Hürden machen die Beschäftigung mit diesen Achtbeinern für viele Naturinteressierte wenig einladend. Wie in vielen Bereichen der Biologie und des Lebens gilt auch hier: Die parallele Anwendung mehrerer Methoden führt zum bestmöglichen Ergebnis!

**Tab. 6:** Liste der aus dem Untersuchungsgebiet (A-Carinthia, Biosphärenpark Nockberge: St. Lorenzener Hochmoor bis Gurkufer: 46°51' N, 13°55-56' E, Seehöhe: 1.330–1.480 m) im Rahmen des 7. GEO-Tages der Natur vom 15.–16.7.2022 nachgewiesenen Spinnenarten (Araneae). Die Gefährdungseinstufung der einzelnen Taxa folgt der Roten Liste der Spinnen Kärntens (RL K: KOMPOSCH & STEINBERGER 1999; Aktualisierungen Ch. KOMPOSCH unpubl). Verwendete Gefährdungskategorien sind: - = Nicht gefährdet, 3 = Gefährdet, R = Extrem selten. Ind. = Individuen-zahl. Kart. = Seriöse Arachnologische Kartierung. iNat = Online-Meldeplattform iNaturalist. Die Nomenklatur richtet sich nach WCG (2023), die deutschen Namen sind BREITLING et al. (2004) entnommen. Gefährdete und/oder kleinräumig endemische Arten sind rot gedruckt. RL Ö: LC Least Concern, NT Near Threatened

| Nr. | Art, Familie   | RL K | Ind.-Kart. | Ind.-iNat |
|-----|--|------|------------|-----------|
|     | <b>Theridiidae, Kugelspinnen</b>                                 |      |            |           |
| 1   | <i>Robertus scoticus</i> Jackson, 1914                           | 3    | 2          |           |
| 2   | <i>Steatoda bipunctata</i> (Linnaeus, 1758)                      | -    |            | 1         |
| 3   | <i>Theridion</i> sp.   |      |            | 1         |
|     | <b>Linyphiidae, Baldachin- und Zwergspinnen</b>                  |      |            |           |
| 4   | <i>Bathyphantes approximatus</i> (O. P.- Cambridge, 1871)        | 3    | 1          |           |
| 5   | <i>Bathyphantes nigrinus</i> (Westring, 1851)                    | -    | 1          |           |
| 6   | <i>Centromerus pabulator</i> (O. P.- Cambridge, 1875)            | -    | 2          |           |
| 7   | <i>Centromerus subalpinus</i> Lessert, 1907                      | -    | 1          |           |
| 8   | <i>Erigone atra</i> Blackwall, 1833                              | -    | 1          |           |
| 9   | <i>Pityohyphantes phrygianus</i> (C. L. Koch, 1836)              | ?    |            | 1         |
| 10  | <i>Tenuiphantes alacris</i> (Blackwall, 1853)                    | -    | 4          |           |
| 11  | <i>Tenuiphantes jacksonoides</i> Helsdingen, 1977                | R    | 4          |           |
| 12  | <i>Tenuiphantes tenebricola</i> (Wider, 1834)                    | -    | 2          |           |
|     | <b>Tetragnathidae, Strecker- und Herbstspinnen</b>               |      |            |           |
| 13  | <i>Metellina merianae</i> (Scopoli, 1763)                        | -    | 1          |           |
| 14  | <i>Metellina</i> cf. <i>segmentata</i> (Clerck, 1757)            | -    | 1          |           |
| 15  | <i>Tetragnatha extensa</i> (Linnaeus, 1758)                      | -    | 1          | 1         |
|     | <b>Araneidae, Radnetzspinnen</b>                                 |      |            |           |
| 16  | <i>Aculepeira ceropegia</i> (Walckenaer, 1802)                   | -    | 1          | [5]       |
| 17  | <i>Araneus diadematus</i> Clerck, 1757                           |      |            | 3         |
| 18  | <i>Araneus quadratus</i> Clerck, 1757                            |      |            | 2         |
| 19  | <i>Araniella</i> sp.   |      | 2          | [1]       |
| 20  | <i>Zygiella montana</i> (C. L. Koch, 1839)                       | -    | 1          |           |
|     | <i>Zygiella</i> sp.  |      | 2          |           |
|     | <b>Lycosidae, Wolfspinnen</b>                                    |      |            |           |
| 21  | <i>Pardosa riparia</i> (C. L. Koch, 1833)                        | -    | 2          |           |
|     | <i>Pardosa</i> sp.   |      | 3          | [5]       |
| 22  | <i>Piratula knorri</i> (Scopoli, 1763)                           | 3    | 1          |           |
| 23  | <i>Pirata</i> sp. 1  |      | 2          |           |
| 24  | <i>Xerolycosa nemoralis</i> (Westring, 1861)                     | -    | 2          |           |
|     | <b>Oxyopidae, Luchsspinnen</b>                                   |      |            |           |
| 25  | <i>Oxyopes</i> cf. <i>ramosus</i> (Martini & Goeze, 1778)        |      |            | 1         |
|     | <b>Cybaeidae, Wasser- und Waldspinnen</b>                        |      |            |           |
| 26  | <i>Cybaeus tetricus</i> (C. L. Koch, 1839)                       | -    | 1          |           |
|     | <b>Hahniidae, Bodenspinnen</b>                                   |      |            |           |
| 27  | <i>Cryphoeca silvicola</i> (C. L. Koch, 1834)                    | -    | 8          |           |
| 28  | <i>Iberina</i> ( <i>Hahnina</i> ) <i>difficilis</i> (Harm, 1966) | ?    | 1          |           |
|     | <b>Dictynidae, Kräuselspinnen</b>                                |      |            |           |
| 29  | <i>Dictyna</i> sp.   |      | 1          | [1]       |
|     | <b>Amaurobiidae, Finsterspinnen</b>                              |      |            |           |
| 30  | <i>Amaurobius</i> cf. <i>fenestralis</i> (Stroem, 1768)          | -    | 2          |           |
| 31  | <i>Coelotes</i> sp.  |      | 4          |           |
|     | <b>Clubionidae, Sackspinnen</b>                                  |      |            |           |
| 32  | <i>Clubiona</i> cf. <i>kulczynskii</i> Lessert, 1905             | R    | 1          |           |
|     | <i>Clubiona</i> sp.  |      | 1          | [2]       |
|     | <b>Miturgidae, Wanderspinnen</b>                                 |      |            |           |
| 33  | <i>Zora spinimana</i> (Sundevall, 1833)                          | -    | 1          |           |



|    |   |   |   |     |
|----|---|---|---|-----|
|    | <b>Philodromidae, Laufspinnen</b>       |   |   |     |
| 34 | <i>Thanatus</i> sp.                     |   | 4 | 2   |
|    | <b>Thomisidae, Krabbenspinnen</b>       |   |   |     |
| 35 | <i>Xysticus</i> sp.                     |   | 1 |     |
|    | <b>Salticidae, Springspinnen</b>        |   |   |     |
| 36 | <i>Evarcha arcuata</i> (Clerck, 1757)   | - | 3 | [1] |
|    | <i>Evarcha</i> sp.                      |   | 2 | [2] |
| 37 | <i>Salticus scenicus</i> (Clerck, 1757) | - |   | 1   |



Abb. 55: Die Vierfleck-Kreuzspinne (*Araneus quadratus*) ist in verschiedenen Farbzeichnungen zu finden.  
Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Abb. 56: Das Gewöhnliche Stachelbein (*Zora spinimana*) ist eine häufige Spinnenart Kärntens.  
Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Abb. 57: Die Gebirgsbach-Piratenspinne (*Piratula knorri*) besiedelt die Schotterbänke der Gurk.  
Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Abb. 58:  
Das Ostalpen-Winkelweberchen (*Tenuiphantes jacksonoides*) ist ein Endemit der Ostalpen.  
Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Abb. 59:  
Chantal Berger und Nina Kummer beim Sammeln von Achtbeinern.  
Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022

### Wenigfüßer (Paupoda) – Ist die massive Ökomorphose in den Nockbergen eine Auswirkung des Klimawandels?

Klaus HASENHÜTL

Von Ökomorphose spricht man, wenn es unter besonderen Umweltinflüssen wie z. B. Hitzestress zu Häutungen kommt, die eine „aberrante“ Form ergeben. Diese Gestaltveränderung kann so weit gehen, dass derartige Individuen als eigenständige Art oder sogar als eigenständige Gattung beschrieben werden. Ökomorphose ist von den Springschwänzen (Collembolen) und hier vor allem von der Familie Hypogasturidae und Isotomidae bekannt und gut erforscht. Dieses Phänomen ist bei dieser Tiergruppe relativ oft zu beobachten, weil sich Collembolen auch nach der Geschlechtsreife bis zum Lebensende oft häuten.

Weil aber bei den Paupoden nach dem Erreichen der Geschlechtsreife keine weiteren Häutungen mehr stattfinden und die Tiere wegen ihrer üblichen geringen Besiedelungsdichte nur mühsam zu finden sind, sind derartige modifizierte Individuen extrem selten zu sehen. Die meisten Beschreibungen erfolgten anhand von Einzelfunden.

Die ersten derartigen Individuen wurden unter dem neuen Gattungsnamen *Asphaeridiopus ashworthi* von BAGNALL (1935) beschrieben. Grund für die Errichtung der Gattung *Asphaeridiopus* war eine für Paupoden völlig untypisch gestaltete Antenne. Der üblicherweise markant ausgebildete Globulus war offensichtlich auf die Größe einer kleinen, unscheinbaren Warze reduziert und das Filament F2 an der Vorderseite des sternalen Antennenastes extrem verkürzt. Erst 1970 konnte SCHELLER zeigen, dass es sich nicht um eine eigenständige Gattung bzw. Art handelt, sondern um eine Ökomorphose.

Der Fund in den Nockbergen ist umso beachtenswerter, als sich im 20-Liter-Gesiebe 193 Individuen befanden, die als *Decapauropus* cf. *gracilis* bestimmt wurden und davon zeigten 25 Individuen (14 %) die durch Ökomorphose typische Veränderung der Antenne. Dadurch ist es erstmals möglich anhand einer Population (!) einen umfangreichen Vergleich der Morphe auf statistischer Basis durchzuführen.



Abb. 60: Heinz Mayer unterstützt Gipshand Klaus Hasenhütl beim Nehmen von Bodenproben.  
Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 15.07.2022



Abb. 61: Auch die Tausendfuß-Expertin Michi Bodner ist mit einem Bodensieb bewaffnet.  
Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 15.07.2022

Anmerkung: In seiner Dissertation mit dem Titel „Réponses fonctionnelles des communautés de collemboles aux gradients climatiques. Chapter 2.“ zeigt BONFANTI (2021), dass bei den Collembolen die Häufigkeit der Ökomorphose unter den Stressbedingungen in den französischen Alpen mit der geographischen Höhe (1.400 bis 2.400 m) signifikant zunimmt.

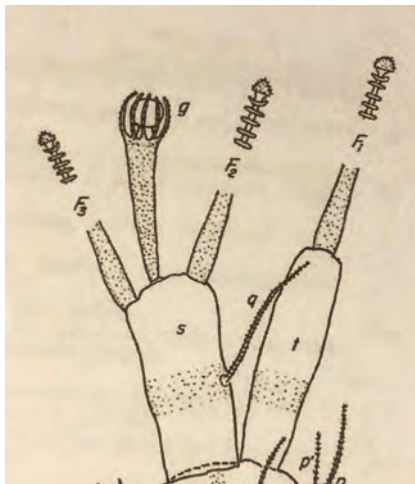
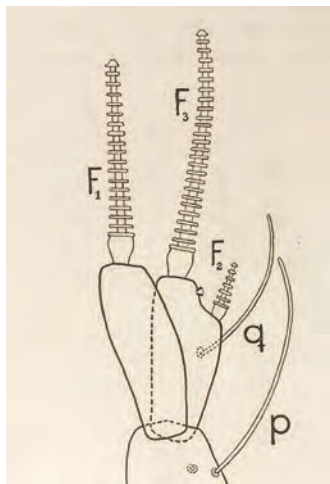


Abb. 62: Links: Ökomorphose. Deutlich ist der zu einer kleinen „Warze“ reduzierte Globulus und das extrem verkürzte Filament F2 zu sehen. Abb. aus SCHELLER (1954).

Abb. 63: Rechts: Ein gut entwickelter Globulus g, wie er z. B. für die Familie Eurypauropodidae typisch ist. Abb. aus SCHELLER (1999).

## Flohkrebse (Amphipoda) – Eine Quelle, drei Taxa

Von Kristina SEFC

Die Gattung *Niphargus* (Niphargidae, Amphipoda) umfasst hunderte von beschriebenen und weitere hunderte von unbeschriebenen Arten und ist somit die größte bekannte Gattung von Süßwasser-Flohkrebsen. Ihr deutscher Name, Höhlenflohkrebse, weist auf ihr Vorkommen im Grundwasser und in Höhlen hin; manche Arten findet man auch unmittelbar an Quellaustritten. Die Gattung ist im westlichen Eurasien von Irland bis in den Iran verbreitet. Die Radiation in zahlreiche Linien und Arten wird mit der europäischen Gebirgsbildung, insbesondere der Dinarischen Alpen, Alpen und Karpaten, in Verbindung gebracht, in deren Zuge die beginnende Karstbildung neue aquatische Lebensräume schuf (BORKO et al. 2021, 2022). Die Ausbreitung der Tiere erfolgt über unterirdische Wassersysteme und ist vermutlich stark eingeschränkt.

In einem Quellaustritt am Eingang zum St. Lorenzener Moor wurden während des GEO-Tages der Natur 2022 sechs Amphipoden aufgesammelt, die dem Habitus von *Niphargus* entsprachen. Die genauere Einordnung der Tiere in die artenreiche Gattung erfolgte anhand von DNA-Sequenzen. Im Labor des Biologieinstitutes der Universität Graz wurde von jedem der Tiere ein Beinchen abgetrennt, daraus DNA gewonnen und ein Abschnitt des Cytochromoxidase-I-(COI)-Gens sequenziert. Diese Sequenzen wurden mit zwei umfangreichen Datenbanken verglichen und die zu unseren Proben ähnlichsten Treffer identifiziert. Hierbei ist es besonders hilfreich, dass die unglaubliche Diversität dieser



Gattung auch in genetischer Hinsicht sehr gut untersucht ist. Die Datenbank der Barcode-of-Life Initiative umfasst COI-Sequenzen von mehr als 3.600 *Niphargus*-Belegen, die insgesamt circa 650 Arten bzw. taxonomische Einheiten repräsentieren.

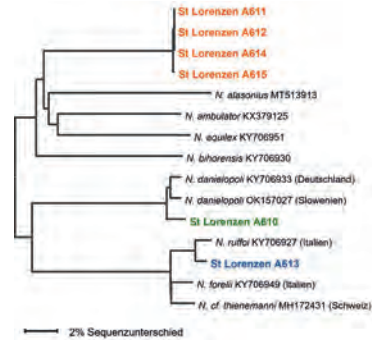


Abb. 64: Links oben: Die Fundstelle, ein Quellaustritt am Eingang zum St. Lorenzener Moor. Foto: Alexander Kobl Müller. Links unten: Eines der Exemplare von *Niphargus* sp., Probennummer A612. Aufnahme mit dem Keyence Digitalmikroskop, Kristina Sefc und Tobias Pfingstl, Universität Graz. Rechts: Darstellung der DNA-Sequenzähnlichkeiten der St. Lorenzener Höhlenflohkrebse und ihren genetisch nächsten bekannten Verwandten. Die St. Lorenzener Tiere sind in unterschiedlichen Farben hervorgehoben und mit ihren Labor-Probennummern identifiziert. Bei den aus der Datenbank stammenden Sequenzen (EME et al. 2018, FISER et al. 2017, 2018, RENDOŠ et al. 2021) sind die Art und die Datenbank-Nummer angegeben sowie – bei den mit unseren Proben näher verwandten Arten – die geographische Herkunft.

Die phylogenetische Analyse zeigte, dass die *Niphargus*-Individuen aus St. Lorenzen in drei sehr divergente genetische Linien fallen. Eine der Proben stimmt in ihrer DNA-Sequenz zu 98 Prozent mit *N. danielopoli* überein – es könnte sich bei diesem Tier entweder tatsächlich um *N. danielopoli* oder um eine nahe verwandte, bisher genetisch nicht erfasste, Art handeln. Eine zweite Probe weist 98 Prozent Ähnlichkeit mit *N. ruffoi* auf; wiederum könnte es sich um ebendiese oder um eine nahe verwandte, bisher nicht erfasste Art handeln. Die Sequenzen der verbleibenden vier Proben sind zueinander nahezu identisch, unterscheiden sich aber um mindestens 15 Prozent von allen anderen bekannten *Niphargus*-COI-Sequenzen. Eine sichere Zuordnung zu bekannten *Niphargus*-Arten bzw. eine fundierte Behauptung, dass es sich um neue Arten handelt, würde weitreichendere genetische und morphologische Analysen benötigen. Sicher ist aber, dass dieser kleine Quellaustritt bzw. das dahinterstehende unterirdische Gewässersystem von mindestens drei sehr divergenten *Niphargus*-Arten besiedelt ist.

Der in Österreichs Gewässern häufige Bachflohkrebs *Gammarus fossarum* konnte im Untersuchungsgebiet nicht nachgewiesen werden.

### Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Steinfliegen (Plecoptera) und Köcherfliegen (Trichoptera) – Eine unerwartete Eintagsfliegenart

Von Wolfram GRAF, Astrid SCHMIDT-KLOIBER, Jakob GRAF & Patrick LEITNER

Am 15. und 16. Juli 2022 wurde das Moorgebiet bei St. Lorenzen ob Reichenau sowie im westlichen Randbereich des Untersuchungsgebietes die Gurk mittels Kescher und Lichtfallen besammelt. Dabei konnten 33 Arten aquatischer Insekten aus den Ordnungen Ephemeroptera (Eintagsfliegen), Plecoptera (Steinfliegen) und Trichoptera (Köcherfliegen) nachgewiesen werden. Die meisten sind aus dem Gebiet bekannt und typische Elemente von Quellen und Quellbächen der Alpen, daneben kommen charakteristische Bewohner saurer Almtümpel wie *Limnephilus coenosus* und *Rhadicoleptus alpestris* vor. Der Abfluss des Moores weist ungewöhnlich dichte Bestände der Köcherfliegenarten *Apatania fimbriata* und *Chaetopterygopsis maclachlani* auf. Letztere Art ist mit etwa 6 Millimeter Flügellänge eine der kleinsten Vertreter der Familie Limnephilidae.

Aus dem St. Lorenzener Moorgebiet liegen bereits Daten aquatischer Gruppen vor (SCHULZ et al. 2006). Ein saisonal bedingter Ausschnitt des damals festgestellten Inventars wurde auch diesmal wieder nachgewiesen, wobei zwei Arten von besonderer Bedeutung sind. *Ameletus inopi-*



Abb. 65:  
Die seltene Stein-  
fliegenart *Isoperla*  
*zwicki*. Foto: G. Kunz



Abb. 66:  
Der „Pelzflügler“  
*Chaetopterygopsis*  
*maclachlani* ist klein  
und stark behaart.  
Foto: W. Graf/  
A. Schmidt-Kloiber

Tab. 7: Liste der aus dem Untersuchungsgebiet im Rahmen des 7. GEO-Tages der Natur vom 15.–16.07.2022 nachgewiesenen Wasserinsekten.

| Nr. | Art, Familie                             | Autor            |
|-----|--|------------------|
|     | <b>Trichoptera<br/>(Köcherfliegen)</b>   |                  |
| 1   | <i>Rhyacophila fasciata</i>              | (Hagen, 1859)    |
| 2   | <i>Rhyacophila stigmatica</i>            | Kolenati, 1859   |
| 3   | <i>Rhyacophila torrentium</i>            | Pictet, 1834     |
| 4   | <i>Rhyacophila tristis</i>               | Pictet, 1834     |
| 5   | <i>Rhyacophila vulgaris</i>              | Pictet, 1834     |
| 6   | <i>Plectrocnemia conspersa</i>           | (Curtis, 1834)   |
| 7   | <i>Apatania fimbriata</i>                | (Pictet, 1834)   |
| 8   | <i>Chaetopterygopsis<br/>maclachlani</i> | (Stein, 1874)    |
| 9   | <i>Drusus discolor</i>                   | (Rambur, 1842)   |
| 10  | <i>Drusus melanchaetes</i>               | McLachlan, 1876  |
| 11  | <i>Halesus rubricollis</i>               | (Pictet, 1834)   |
| 12  | <i>Limnephilus coenosus</i>              | (Curtis, 1834)   |
| 13  | <i>Potamophylax cingulatus</i>           | (Stevens, 1837)  |
| 14  | <i>Rhadiocoleptus alpestris</i>          | (Kolenati, 1848) |
| 15  | <i>Lithax niger</i>                      | (Hagen, 1859)    |
| 16  | <i>Glossosoma conformis</i>              | Neboiss, 1963    |
| 17  | <i>Sericostoma flavicorne</i>            | Schneider, 1845  |

| Nr. | Art, Familie                               | Autor                                  |
|-----|--|--|
|     | <b>Plecoptera (Steinfliegen)</b>           |  |
| 18  | <i>Leuctra armata</i>                      | Kempny, 1899                           |
| 19  | <i>Leuctra cingulata</i>                   | (Kempny, 1899)                         |
| 20  | <i>Leuctra pusilla</i>                     | Krno, 1985                             |
| 21  | <i>Leuctra nigra</i>                       | (Olivier, 1811)                        |
| 22  | <i>Nemoura cinerea</i>                     | (Retzius, 1783)                        |
| 23  | <i>Nemoura minima</i>                      | Aubert, 1946                           |
| 24  | <i>Nemurella pictetii</i>                  | Klapálek, 1900                         |
| 25  | <i>Isoperla goertzi</i>                    | Illes, 1952                            |
| 26  | <i>Isoperla rivulorum</i>                  | (Pictet, 1841)                         |
| 27  | <i>Isoperla zwicki</i>                     | Tierno de Figueroa<br>& Fochetti, 2001 |
| 28  | <i>Perla marginata</i>                     | (Panzer, 1799)                         |
| 29  | <i>Chloroperla susemicheli</i>             | Zwick, 1967                            |
|     | <b>Ephemeroptera<br/>( Eintagsfliegen)</b> |  |
| 30  | <i>Baetis alpinus</i>                      | (Pictet, 1843)                         |
| 31  | <i>Siphonurus lacustris</i>                | (Eaton, 1870)                          |
| 32  | <i>Ameletus inopinatus</i>                 | (Eaton, 1887)                          |
| 33  | <i>Ephemerella mucronata</i>               | (Bengtsson, 1909)                      |



Abb. 67: Kopf der Eintagsfliegen-Larve *Ameletus inopinatus* mit den typischen Mundwerkzeugen.  
Foto: W. Graf



Abb. 68: „Erleuchtete Nachweise“ – Nikola Szucsich in Action. Foto: W. Graf, 15.07.2022



*natus* – die Unerwartete (inopinatus lat. = unerwartet), ist eine seltene Eintagsfliege, deren Fund einen der ganz wenigen Nachweise innerhalb der Alpen darstellt. Die erst 2001 aus den italienischen Alpen beschriebene Steinfliege *Isoperla zwicki* wurde in SCHULZ et al. (2006) als *Isoperla sudetica* missinterpretiert und ist eine selten nachgewiesene Art, die aber mittlerweile aus etlichen österreichischen Landesteilen bekannt ist.

## **Libellen (Odonata) – Fliegende Edelsteine**

Stephan KOBLMÜLLER

Die Libellen (Odonata) sind eine nahezu weltweit verbreitete Insektenordnung, die, abgesehen von der Antarktis, alle Kontinente besiedelt hat und circa 6.000 bekannte Arten inkludiert (KALKMAN et al. 2008). Aufgrund ihrer Größe, auffälligen Morphologie, z. T. markanten Färbung und interessanten Biologie sind Libellen eine bei Naturliebhabern populäre Insektengruppe (GARRISON et al. 2006).

Aufgrund der geringen Artenzahl in Europa (<150 Arten; KALKMAN et al. 2010), sind Lebensraumansprüche und Verbreitung der einzelnen Arten relativ gut untersucht. Aus diesem Grund und aufgrund ihrer Relevanz für die Ermittlung des ökologischen Zustands von Gewässern im Rahmen der Europäischen Wasserrahmenrichtlinie (WFD, Directive 2000/60/EC; EUROPEAN COMMISSION 2000) sind die Libellen in Europa auch eine der wenigen Insektentaxa, die umfassend in nationalen und internationalen Roten Listen sowie genetischen Referenzdatenbanken inkludiert sind (z. B. KALKMAN et al. 2010, HARING et al. 2020, GALIMBERTI et al. 2021, GEIGER et al. 2021). Nach der aktuellen Roten Liste für Europa gelten circa 15 Prozent der erfassten Arten als gefährdet (KALKMAN et al. 2010).

In Österreich kommen nach aktuellem Stand 78 Libellenarten vor (CHOVANEC et al. 2017), von denen 44 als gefährdet eingestuft sind (RAAB et al. 2006). Im Rahmen des GEO-Tages 2022 im Biosphärenpark Nockberge konnten im St. Lorenzener Hochmoor mit der Blaugrünen Mosaikjungfer (*Aeshna cyanea*), der Torf-Mosaikjungfer (*A. juncea*), der Großen Königslibelle (*Anax imperator*), der Kleinen Moosjungfer (*Leucorrhinia dubia*), der Alpen-Smaragdlibelle (*Somatochlora alpestris*) und der Arktischen Smaragdlibelle (*S. arctica*) 6 Libellenarten nachgewiesen werden. All diese Arten sind Großlibellen (Unterordnung Anisoptera). Somit konnte im Rahmen des GEO-Tages keine einzige Kleinlibelle (Unterordnung Zygoptera) nachgewiesen werden. Dies bedeutet allerdings nicht, dass keine Kleinlibellen im St. Lorenzener Hochmoor vorkommen, sondern ist vermutlich auf das für Libellen generell suboptimale Wetter während des GEO-Tages zurückzuführen. Besonders erfreulich war der Nachweis der Kleinen Moosjungfer und der Arktischen Smaragdlibelle, die beide für Kärnten als stark gefährdet (HOLZINGER & KOMPOSCH 2012) und für Österreich als gefährdet gelistet (RAAB et al. 2006) und auf Moorgewässer für die Entwicklung angewiesen sind. Bemerkenswert ist auch das Vorkommen der in Kärnten als gefährdet eingestuften Alpen-Smaragdlibelle, die syntop mit der Arktischen Smaragdlibelle vorkommt, aber ein generell breiteres Spektrum an Entwicklungsgewässern nutzt (HOLZINGER & KOMPOSCH 2012).

Tab. 8: Information zu den im Rahmen des 7. GEO Tages der Natur 2022 nachgewiesenen Libellenarten. Die Gefährdungseinstufung folgt der Roten Liste der Libellen Kärntens (HOLZINGER & KOMPOSCH 2012) und Österreichs (RAAB et al. 2006). Verwendete Gefährdungskategorien sind: - = not listed, LC – Least Concern, NT – Near Threatened, VU – Vulnerable, EN – Endangered, CR – Critically Endangered, DD – Data Deficient; Synonymisierung von Gefährdungskategorien in unterschiedlichen Roten Listen folgt ZULKA et al. (2001). Die Nomenklatur folgt Fauna Europaea (DEJONG et al. 2014).

| Nr. | Art   | Deutscher Name           | RL K | RL Ö |
|-----|---|--------------------------|------|------|
| 1   | <i>Aeshna cyanea</i> (Müller, 1764)             | Blaugrüne Mosaikjungfer  | LC   | LC   |
| 2   | <i>Aeshna juncea</i> (Linnaeus, 1758)           | Torf-Mosaikjungfer       | LC   | LC   |
| 3   | <i>Anax imperator</i> Leach, 1815               | Große Königslibelle      | LC   | LC   |
| 4   | <i>Leucorrhinia dubia</i> (Vander Linden, 1825) | Kleine Moosjungfer       | EN   | VU   |
| 5   | <i>Somatochlora alpestris</i> (Selys, 1840)     | Alpen-Smaragdlibelle     | VU   | NT   |
| 6   | <i>Somatochlora arctica</i> (Zetterstedt, 1840) | Arktische Smaragdlibelle | EN   | VU   |

Abb. 69:  
Faunistische Besonderheit 1 – Die Kleine Moosjungfer (*Leucorrhinia dubia*), hier ein Männchen, ist eine in Kärnten stark gefährdete Art, die im Rahmen des GEO-Tages 2022 im St. Lorenzener Hochmoor in großer Zahl beobachtet werden konnte.  
Foto: S. Koblmüller

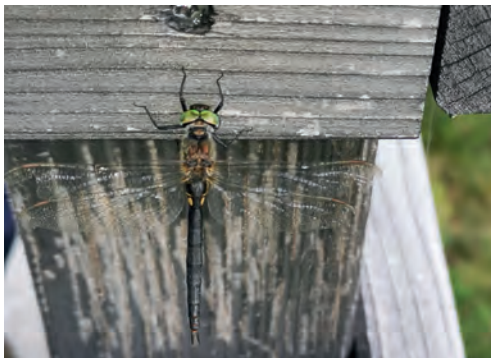


Abb. 70: Faunistische Besonderheit 2 – Auch die Arktische Smaragdlibelle (*Somatochlora arctica*), hier ein Weibchen, ist in Kärnten als stark gefährdet eingestuft.  
Foto: S. Glatz-Jorde

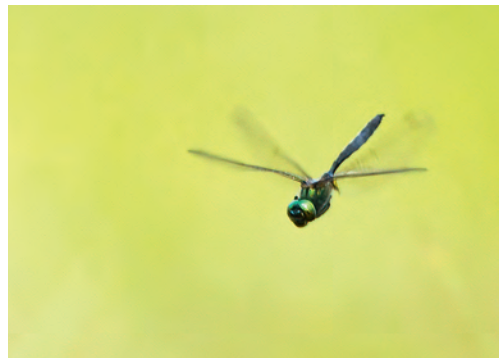


Abb. 71: Die Alpen-Smaragdlibelle (*Somatochlora alpestris*) lebt in unbeeinträchtigten Mooren höherer Lagen  
Foto: C. Guckenbiehl, 16.07.2022



**Wanzen (Heteroptera) –  
Wanzenenerhebung mittels Kescher & Laubsauger**  
Johann BRANDNER

Feuchtlebensräume, speziell Moore, sind hochwertige Landschaftselemente für eine Vielzahl von spezifisch vorkommenden Pflanzen, Tieren und Pilzen. Gleichwohl sind diese Biotope in ihrem Bestand durch vielerlei negative Einflüsse, wie Zerstörung oder klimatische Veränderungen, seit langem bedroht. Das Hochmoor und angrenzende Areale im Bereich um St. Lorenzen ob Reichenau wurden daher anlässlich des GEO-Tages der Natur in den Kärntner Nockbergen fokusartig ausgewählt, um faunistische und floristische Erhebungen durchzuführen.

Am 15. und 16. Juli 2022 erfolgten Fänge mittels Streif- und Wasserkescher und mit einem modifizierten Laubsauger. Aus wanzenkundlicher Sicht konnten 42 Arten aus 10 Familien nachgewiesen werden. So konnte mehrfach der Gestreifte Wasserläufer (*Gerris lateralis*) festgestellt werden. Diese Art kommt bevorzugt in Nieder- und Hochmooren, aber auch in schattigen Waldtümpeln, vor. Neben kurzflügeligen Exemplaren finden sich auch seltener vorkommend langflügelige Individuen. Der Rotköpfige Uferläufer (*Hebrus ruficeps*), mit einer Körperlänge von weniger als 2 Millimeter, ist ein Zwerg unter den wasserbewohnenden Wanzen und hält sich im Inneren von nassen Moospolstern auf. Die kältetoleranten Tiere können den Winter im Eis eingeschlossen überdauern. Die Art wurde nicht selten im Randbereich des Hochmoores bei St. Lorenzen und im angrenzenden Torfmoos (*Sphagnum* sp.) gefunden. Der Wasserzerg (*Plea minutissima*) zeichnet sich ebenfalls durch seine Kleinheit

**Abb. 72:**  
Bach im unteren  
Bereich des St.  
Lorenzener Hoch-  
moores.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022



aus. Die knapp 3 Millimeter großen Tiere klettern im Gewirr von ufernahen Wasserpflanzen über und unter Wasser. Sie sind aufgrund eines Zirporgans zwischen Vorder- und Mittelbrust zu Lautäußerungen befähigt. Die Moor-Uferwanze (*Chartoscirta elegantula*) ist selten zu finden und konnte ebenfalls im *Sphagnum* des Hochmoores nachgewiesen werden. Die Überwinterung erfolgt im Imagnalstadium. Von den Boden- oder Langwanzen (Lygaeidae) ist der Waldläufer (*Ligyrocoris sylvestris*) als Seltenheit zu erwähnen. Die Art ist hauptsächlich bodenbewohnend und findet sich in Moospolstern und an Sauergräsern. Nur verstreut wird die Weichwanze *Pithanus maerkeli* gefunden. Feuchte Waldlichtungen, Gewässerränder, bisweilen aber auch trockenere Standorte sind geeignete Lebensräume. Hier werden Halme und Ähren von diversen Süß- und Sauergräsern besaugt, im Autertal ist die Art häufig.

Zusammenfassend kann festgehalten werden, dass das Gebiet des Hochmoores bei St. Lorenzen und die umgebenden Bereiche hochwertige Lebensräume für die Wanzenfauna darstellen und weitere Forschungen in diesem Bereich der Zoologie wünschenswert wären.



Abb. 73: Die Moor-Uferwanze (*Chartoscirta elegantula*) lebt räuberisch in besonnten und nassen Moorlebensräumen; sie ist in Kärnten stark gefährdet und artenschutzrechtlich geschützt. Foto: G. Kunz



Abb. 74: Durch seine enge Bindung an Wollgräser und andere Moorarten ist der Waldläufer (*Ligyrocoris sylvestris*) in Kärnten stark gefährdet. Foto: G. Kunz

### Heuschrecken (Orthoptera) – Von Beißern und Hüpfern am Rande des Hochmoors

Von Jonas HOMBURG, Tobias GEITZ, Clara GUCKENBIEHL & Finja STREHMANN

Während die Kombination aus Höhenlage und Jahreszeit für eher verhaltene Gesangsaktivität unter den Vögeln sorgte, so war sie erstmals optimal für die Feststellung von Heuschrecken. Viele Arten verrieten sich durch ihre spezifische Stridulation – die Lauterzeugung durch Reiben zweier gegeneinander beweglicher Körperteile – und ließen sich auch ohne Sichtbeobachtung oder Fang zuverlässig bestimmen. Charakterarten für die Berg-Lebensräume mit Wiesen, Weiden und Moor-Randbereichen waren etwa die Alpen-Strauschschrecke, der Warzenbeißer, die Kurzflügelige Beißschrecke und der Bunte Grashüpfer. Weit verbreitete Arten, die auch rund um St. Lorenzen nachgewiesen werden konnten, sind Zwitscherschrecke, Roesels Beißschrecke, Kleine Goldschrecke sowie Sumpf-, Feld-, Nachtigall- und Brauner Grashüpfer.

Tab. 9: Artenliste der Heuschrecken (Orthoptera) im Zuge des 7. GEO-Tages der Natur. Fundorte: 1 Hochmoor Autertal, 2 Grünland Autertal, 3 Wald Autertal, 4 Grünland um und unterhalb St. Lorenzen Grünland, 5 Niedermoor St. Lorenzen und Wald.

| Nr. | Art, Familie  | Deutscher Name             | Fundort | Bemerkung                  |
|-----|---|----------------------------|---------|----------------------------|
| 1   | <i>Tettigonia cantans</i> (Füssli, 1775)              | Zwitscherschrecke          | 4       |                            |
| 2   | <i>Decticus verrucivorus</i> (Linnaeus, 1758)         | Warzenbeißer               | 1,2,4,5 |                            |
| 3   | <i>Metrioptera brachyptera</i> (Linnaeus, 1761)       | Kurzflügelige Beißschrecke | 1,2,5   |                            |
| 4   | <i>Roeseliana roeselii</i> Hagenbach, 1822            | Roesels Beißschrecke       | 2,4     |                            |
| 5   | <i>Pholidoptera aptera</i> (Fabricius, 1793)          | Alpen-Strauchschrecke      | 1       | Dank iNaturalist bestätigt |
| 6   | <i>Euthystira brachyptera</i> (Ocskay, 1826)          | Kleine Goldschrecke        | 1       | Dank iNaturalist bestätigt |
| 7   | <i>Omocestus viridulus</i> (Linnaeus, 1758)           | Bunter Grashüpfer          | 1,2,4,5 |                            |
| 8   | <i>Chorthippus apricarius</i> (Linnaeus, 1758)        | Feld-Grashüpfer            | 4,5     |                            |
| 9   | <i>Chorthippus brunneus</i> (Thunberg, 1815)          | Brauner Grashüpfer         | 4       |                            |
| 10  | <i>Chorthippus biguttulus</i> (Linnaeus, 1758)        | Nachtigall-Grashüpfer      | 4       |                            |
| 11  | <i>Pseudochorthippus montanus</i> (Charpentier, 1825) | Sumpfgrashüpfer            | 1,2     | Dank iNaturalist bestätigt |



Abb. 75:  
Ein dekorativ auf  
Besenheide (*Calluna  
vulgaris*) im Hoch-  
moor sitzender  
Warzenbeißer.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022



Abb. 76: Der Bunte Grashüpfer bevorzugt feuchtere Lebensräume, die Eier sind resistent gegen Überflutung. Foto: F. Strehmann, 16.07.2022



Abb. 77: Eine von Chantal Berger präsentierte Zwitscherschrecke. Mit im Bild Leo Lorber. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 15.07.2022

## Blattflöhe (Psylloidea) – Ein Blattfloh will hoch hinaus

Thomas OSWALD

Für viele Menschen dürfte der Begriff „Blattfloh“ noch unbekannt sein. Das ist nicht verwunderlich, denn die mit 186 Arten in Mitteleuropa (BURCKHARDT 2002) vorkommenden Tiere führen in der österreichischen Forschungslandschaft ein Nischendasein und bleiben oftmals aufgrund ihrer geringen Größe, der ausgezeichneten Sprungfähigkeit und der Sesshaftigkeit auf ihrer speziellen Futterpflanze, dem naturinteressierten Publikum verborgen. Die genaue Artenzahl für Österreich ist nicht bekannt, für die einzelnen Bundesländer liegen aktuelle Arbeiten nur für Kärnten (BURCKHARDT et al. 1999) und Osttirol (BURCKHARDT & KOFLER 2004) vor. Für das Bundesland Kärnten werden 82 Blattfloharten (BURCKHARDT et al. 1999) gelistet.

Am diesjährigen GEO-Tag wurden 5 Blattfloharten nachgewiesen, wovon der Gefleckte Buchsbaum-Blattfloh (*Spanioneura fonscolombii*) besonders hervorzuheben ist. Am Fuße der Pfarrkirche St. Lorenzen ob Reichenau wurden am örtlichen Friedhof einige Buchsbäume als Grab-

zierde gepflanzt, auf denen zwei männliche Individuen gesammelt werden konnten. Ein durchwegs überraschender Fund, da der bis dato österreichische Höhenrekord (unpublizierter Fund aus Vorarlberg von Martin Ladner auf 567 m, 2022) um bemerkenswerte 910 Meter übertroffen wurde. Über seine tatsächliche Verbreitung auf österreichischem Boden ist nichts bekannt. Erstmals wurde *Spanioneura fonscolombii* im Frühjahr 2022 in Österreich nachgewiesen und in fünf der neun Bundesländer entdeckt (OSWALD 2022). Der

circa 3 Millimeter große Pflanzensaugauger ist eng an seine Wirtspflanze, dem Gewöhnlichen Buchsbaum (*Buxus sempervirens*) gebunden (BURCKHARDT 2002) und könnte wohl bald an weiteren Standorten im Biosphärenpark Kärntner Nockberge entdeckt werden. Vielleicht schon beim nächsten GEO-Tag der Natur 2023!

**Abb. 78:**  
Ein neu entdeckter Bewohner der Kärntner Nockberge: Der Gefleckte Buchsbaum-Blattfloh (*Spanioneura fonscolombii*).  
Foto: T. Oswald



**Tab. 10:**  
Artenliste der Blattflöhe im Zuge des 7. GEO-Tages der Natur.

| Nr. | Art, Familie                                   | Deutscher Name                  | Ind. |
|-----|--|---------------------------------|------|
|     | <b>Psyllidae</b>                               |                                 |      |
| 1   | <i>Cacopsylla sorbi</i> (Linnaeus, 1758)       |                                 | 2    |
| 2   | <i>Spanioneura fonscolombii</i> Foerster, 1848 | Gefleckter Buchsbaum -Blattfloh | 2    |
| 3   | <i>Psylla alni</i> (Linnaeus, 1758)            | Erlen-Blattfloh                 | 1    |
| 4   | <i>Psylla betulae</i> (Linnaeus, 1758)         |                                 | 1    |
|     | <b>Triozidae</b>                               |                                 |      |
| 5   | <i>Triozia urticae</i> (Linnaeus, 1758)        | Brennnessel-Blattfloh           | 2    |



## Zweiflügler (Diptera) – Blütenbesucher am Tage und Irrlichter des Nachts

Nikolaus SZUCSICH

Vorweg sei gesagt: Der Weg durch das Moor selbst brachte erwartungsgemäß nur wenige Arten. Mit der Großen Torf-Schwebfliege, wie der Name schon erwarten lässt, aber immerhin eine Charakterart der Hochmoore, auch wenn sie durchaus auch in Wäldern und Lichtungen fliegt. Weitaus ergiebiger erwies sich jedoch das unmittelbare Umland. Musste noch im Vorjahr der Teufel an die Zunderwand gemalt werden, erwies sich heuer der großartige Hof der Pfarrkirche St. Lorenzen als wahres Paradies für Schwebfliegen. Mit 9 Arten innerhalb von 20 Minuten wäre bei längerem Verweilen wohl die Anzahl der insgesamt gefangenen Fliegen weiter gestiegen.

Mit 17 Arten standen wieder die Schwebfliegen im Mittelpunkt unseres Interesses.

Schwebfliegen faszinieren uns durch die Fähigkeit, an einer Stelle in der Luft schwirrend zu verharren. Aber auch ihre Larven sind bemerkenswert, weil sie extrem unterschiedliche Lebensweisen besitzen. Die Larven vieler Arten sind bei Gärtnern sehr beliebt, zählen sie doch zu den effektivsten Blattlausjägern. Daneben gibt es aber auch Räuber, die sich im Dung aufhalten, Arten deren Larven sich in Nestern von Wespen und Ameisen entwickeln, aber auch Larven die sich pflanzlich ernähren und sogar in Blättern minieren oder Totholz fressen. Die meisten Arten entwickeln sich an Land, einige wenige jedoch im Wasser. Von der im Kirchhof gefundenen Art, *Spazigaster ambulans*, weiß man bis heute nichts über die Larvenentwicklung. Die adulte Schwebfliege ist eine gute Zeigerart für alpine Rasen (WAITZBAUER 2001).

Zu den nicht allzu häufig nachgewiesenen Arten zählt *Scaeva dignota*, die gemeinsam mit der nahe verwandten Frühen Großstirnschwebfliege (*Scaeva selenitica*) rund um die Pfarrkirche anzutreffen war.

Der von Gernot Kunz direkt beim Hochmoor aufgestellte Leuchtturm veranlasste mich diesmal auch einige Dipteregruppen zu sammeln, die ich sonst meist unberücksichtigt lasse. Bei Regen vom Licht ange lockt konnte ich 8 Arten aus den Familien Scheufliegen (Helomyzidae), Grasfliegen (Opomyzidae), Käsefliegen (Piophilidae) und Hornfliegen (Sciomyzidae) nachweisen. Bei der Hornfliege *Tetanocera punctifrons*, der Scheufliege *Suillia flava* und der Grasfliege *Opomyza germinationis* könnte es sich um Erstnachweise für Kärnten handeln.

| Nr. | Art, Familie                 | Deutscher Name           |
|-----|------------------------------|--------------------------|
|     | <b>Bibionidae</b>            | <b>Haarmücken</b>        |
| 1   | <i>Bibio pomonae</i>         | Rotschenkliges Haarmücke |
|     | <b>Helomyzidae</b>           | <b>Scheufliegen</b>      |
| 2   | <i>Suillia flava</i>         | kein dt. Name            |
| 3   | <i>Suillia laevifrons</i>    | kein dt. Name            |
|     | <b>Opomyzidae</b>            | <b>Grasfliegen</b>       |
| 4   | <i>Opomyza germinationis</i> | kein dt. Name            |
|     | <b>Piophilidae</b>           | <b>Käsefliegen</b>       |
| 5   | cf. <i>Piophila casei</i>    | kein dt. Name            |

Tab. 11:  
Artenliste der  
Zweiflügler.

| Nr. | Art, Familie  | Deutscher Name                     |
|-----|---|------------------------------------|
|     | <b>Sciomyzidae</b>                                  | <b>Hornfliegen</b>                 |
| 6   | <i>Limnia unguicornis</i>                           | Rotbraune Schneckenfliege          |
| 7   | <i>Tetanocera hyalipennis</i>                       | kein dt. Name                      |
| 8   | <i>Tetanocera punctifrons</i>                       | kein dt. Name                      |
| 9   | <i>Trypetoptera punctulata</i>                      | kein dt. Name                      |
|     | <b>Syrphidae</b>                                    | <b>Schwebfliegen</b>               |
| 10  | <i>Episyrphus balteatus</i>                         | Hain-Schwebfliege                  |
| 11  | <i>Eristalis rupium</i>                             | Glänzende Keilfleck-Schwebfliege   |
| 12  | <i>Eristalis similis</i>                            | kein dt. Name                      |
| 13  | <i>Eristalis tenax</i>                              | Mistbiene                          |
| 14  | <i>Lapposyrphus lapponicus</i>                      | Mondfleck-Schwebfliege             |
| 15  | cf. <i>Melanostoma mellinum</i><br>(very dark form) | Glänzende Schwarzkopf-Schwebfliege |
| 16  | <i>Meliscaeva auricollis</i>                        | Goldhals-Schwebfliege              |
| 17  | <i>Platycheirus albimanus</i>                       | Graue Breitfuß-Schwebfliege        |
| 18  | <i>Scaeva dignota</i>                               | kein dt. Name                      |
| 19  | <i>Scaeva selenitica</i>                            | Frühe Großstirn-Schwebfliege       |
| 20  | <i>Sericomyia silentis</i>                          | Große Torf-Schwebfliege            |
| 21  | <i>Spazigaster ambulans</i>                         | kein dt. Name                      |
| 22  | <i>Sphaerophoria scripta</i>                        | Gewöhnliche Langbauch-Schwebfliege |
| 23  | <i>Syritta pipiens</i>                              | Kleine Mistbiene                   |
| 24  | <i>Syrphus torvus</i>                               | Behaarte Schwebfliege              |
| 25  | <i>Syrphus vitripennis</i>                          | Kleine Schwebfliege                |
| 26  | <i>Xylota jakutorum</i>                             | kein dt. Name                      |
|     | <b>Tabanidae</b>                                    | <b>Bremsen</b>                     |
| 27  | <i>Tabanus sudeticus</i>                            | Pferdebremse                       |



Abb. 79:  
Die Frühe Großstirnschwebfliege (*Scaeva selenitica*). Wie viele Schwebfliegenarten ist auch diese eine sehr gute Fliegerin, die auch weite Distanzen zurücklegen kann.  
Foto: N. Szucsich

## Ameisen (Formicidae) – Von Schmarotzern heimgesucht

Felix KRAKER & Herbert C. WAGNER

Im Rahmen des diesjährigen GEO-Tages in den Nockbergen konnten wieder 12 Arten aus 5 Gattungen nachgewiesen werden. Dies stellt ein ähnliches Ergebnis wie in den letzten Jahren dar, trotz eines ganz anderen Lebensraumes. Auch an Ameisen stellt ein Moor Herausforderungen, wie zum Beispiel die Nistplatzwahl. Während die meisten Ameisen in der Erde oder unter Steinen Nester bauen, müssen die Ameisen in Mooren auf erhöhte Moospolster oder Totholz zurückgreifen.

Außerhalb der Moore konnten wie gewohnt Waldameisen beobachtet werden, allerdings konnten an Nestern der Schwachbeborsteten Gebirgswaldameise (*Formica aquilonia*) einige nicht ganz alltägliche Beobachtungen gemacht werden: Es wurden sowohl die Große Schmalbrustameise (*Leptothorax acervorum*) als auch die Moos-Schmalbrustameise (*Leptothorax muscorum*) auf einem Ameisenhaufen nachgewiesen. Zusätzlich konnten bei mehreren Haufen Schlupfwespen beobachtet werden, wie sie immer wieder zu den Arbeiterinnen herabstießen, um ihre Eier in die Ameisen abzulegen. Die daraus schlüpfenden Larven leben im Körperinneren ihrer Wirte und ernähren sich von ihnen, bis diese schließlich absterben (LACHAUD & PÉREZ-LACHAUD 2012).

Außerdem wurde auf einem Haufen eine sogenannte Intermorphe gefunden, also eine Ameise, die dem Aussehen nach weder eindeutig den Arbeiterinnen noch den Gynen zugeordnet werden kann, sondern eine Zwischenform einnimmt. Die Gründe für die Entstehung von Intermorphen können unterschiedlich sein, liegen meist aber an einer – wahrscheinlich viralen – pathogenen Infektion im Larvalstadium (ELTON 1975). Zusätzlich war die Intermorphe, wie auch einige Arbeiterinnen dieses Haufens, von phoretischen Milben besetzt. Obwohl man dies vermuten möchte, so sind nicht alle Milben unbedingt schädlich für Ameisen. Milben, die als Schmarotzer auf Ameisen leben, sind sogar die Ausnahme. Viele Arten hingegen ernähren sich von Abfall oder Pilzen in den Nestern oder nutzen die Ameisen als Phoresiewirte, also Transportmittel, um an einen anderen Ort zu kommen (EBERMANN & KRISPER 2014).



Abb. 80: Eine Intermorphe von *Formica aquilonia*. Im Vergleich zu Arbeiterinnen ist der Thorax stark vergrößert und gewölbt, es sind jedoch keine Flügelansätze und Flugmuskulatur wie bei Gynen ausgebildet. Auch Kopf und Gaster sind deutlich kleiner als bei einer Gyne. Auf Kopf und Gaster haften phoretische Milben.

Foto: F. Kraker



Abb. 81: Die Schwarze Rossameise (*Camponotus herculeanus*) ist mit einer Körperlänge von bis zu 16 mm eine der größten Ameisenarten Mitteleuropas.

Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM



Tab. 12:  
Artenliste der Ameisen im Zuge des 7. GEO-Tages der Natur. Fundorte: 1 Hochmoor Autertal, 2 Grünland Autertal, 3 Wald Autertal, 4 Grünland um und unterhalb St. Lorenzen, 5 Niedermoor St. Lorenzen und Wald

| Nr. | Art  | Fundort* |
|-----|--|----------|
| 1   | <i>Camponotus herculeanus</i> (Linné, 1758)    | 1, 5     |
| 2   | <i>Formica aquilonia</i> (Yarrow, 1955)        | 3, 5     |
| 3   | <i>Formica exsecta</i> (Nylander, 1846)        | 4        |
| 4   | <i>Formica lemani</i> (Bondroit, 1917)         | 1, 5     |
| 5   | <i>Formica lugubris</i> (Zetterstedt, 1840)    | 5        |
| 6   | <i>Lasius platythorax</i> (Seifert, 1991)      | 1        |
| 7   | <i>Leptothorax acervorum</i> (Fabricius, 1793) | 1, 5     |
| 8   | <i>Leptothorax muscorum</i> (Nylander, 1847)   | 5        |
| 9   | <i>Myrmica lobicornis</i> (Nylander, 1846)     | 5        |
| 10  | <i>Myrmica ruginodis</i> (Nylander, 1846)      | 1, 5     |
| 11  | <i>Myrmica rubra</i> (Linné, 1758)             | 5        |
| 12  | <i>Myrmica scabrinodis</i> (Nylander, 1846)    | 1        |

### Fische (Pisces) – Versteckte Schönheiten unter der Wasseroberfläche

Christian KOMPOSCH

Braucht es eine Elektro-Befischung an der Oberen Gurk? Diese Frage stellten wir uns im Vorfeld des GEO-Tages der Natur mit den Fischökologen des Landes. Der hohe methodische Aufwand, die zu erwartende geringe Artenzahl im unteren einstelligen Bereich sowie die geringe Hoffnung auf faunistische Besonderheiten ließen uns diese Frage mit „Nein“ beantworten. Erwähnt soll dabei allerdings doch werden, dass diese Arbeiten mit den Fangpolen, Rückenaggregaten, Keschern und Wathosen stets großes Interesse und hohe Aufmerksamkeit seitens naturinteressierter Personen erregen.

So wurde der Plan geschmiedet, zu versuchen, die größeren Fischarten mittels der methodisch einfacheren Angelfischerei nachzuweisen. In der Gurk neben der Hochrindl-Straße wurde den aquatischen Schuppenträgern am späten Nachmittag des zweiten Tages mittels der Angelfischerei in der Hoffnung nachgestellt, den einen oder anderen Salmoniden zu dokumentarischen Zwecken an den Haken zu bekommen. Dies gelang ebenso gut wie der Versuch, mittels eDNA – also frei im Gewässer nachweisbarem Erbgut – das Artenspektrum an Fischen und Neunaugen aufzudecken. An einer leichten Spinnrute wurde dabei ein 4 cm-Wobbler (Kunstfisch) so verführerisch präsentiert, dass sich in einem Abschnitt von wenigen Hundert Metern einige Salmoniden zum Biss motivieren ließen. Zwei Bachsaiblinge und eine Bachforelle konnten dabei gelandet, gemessen, gewogen und wieder vorsichtig zurückgesetzt werden.

In Summe wurden so 3 Fischarten und eine Neunaugenart festgestellt. Die „neue Technologie“ des eDNA-Nachweises brachte bei einfacher und schneller Probennahme (Wasserprobe) am Autertal-Bach und in der Gurk nach einigen Wochen das Ergebnis von 4 Arten; ein voller Erfolg dieser neuen Nachweismethode!

Im Gegensatz zu den Ergebnissen der eDNA-Methode sind die mittels klassischer Methoden gewonnenen Daten allerdings um ein Vielfaches reicher an Information, erlauben diese doch, exakte Aussagen zu Individuenzahl (Abundanz), Populationsgröße, Altersverteilung, Ge-

| Nr. | Art, Familie                                  | eDNA | Angelfischerei & Kescherfang                    |
|-----|---|------|---|
|     | <b>Petromyzontidae, Neunaugen</b>             |      |   |
| 1   | Neunauge ( <i>Eudontomyzon</i> sp.)           | ✓    | -   |
|     | <b>Cottidae, Groppen</b>                      |      |   |
| 2   | Koppe ( <i>Cottus gobio</i> )                 | ✓    | -   |
|     | <b>Salmonidae, Forellenartige</b>             |      |   |
| 3   | Bachforelle ( <i>Salmo trutta</i> )           | ✓    | ✓ (BF 1: 7 cm;<br>BF 2: 26 cm, 185 g)           |
| 4   | Bachsäibling ( <i>Salvelinus fontinalis</i> ) | ✓    | ✓ (BS 1: 32 cm, 310 g;<br>BS 2: 34,5 cm: 410 g) |

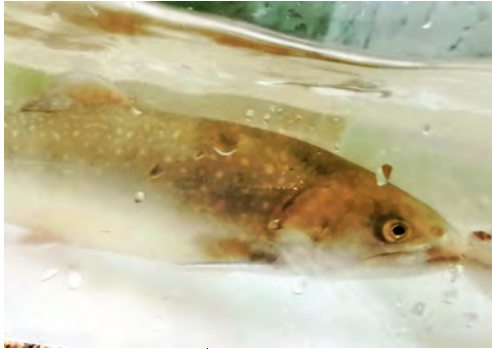
wicht, Längen-Gewichts-Relation, Abwuchsverhalten, Geschlecht, Vitalität, Verletzungen, Parasitismus, Zeichnungsmuster etc. zu treffen und en passant auch Informationen zur Gewässermorphologie und zu den Eigenschaften der Fischhabitate mit zu erheben. Auch ist die Möglichkeit der fotografischen Dokumentation und der Demonstration der Tiere im Rahmen von öffentlichkeitswirksamen Veranstaltungen gegeben. Weiters spricht auch die durchaus angenehme Option des Verzehrs ausgewählter Fische für die klassischen Methoden, so dafür Grünes Licht seitens des Fischereiberechtigten gegeben wird. Last but not least sind die klassischen Methoden (noch) deutlich schneller, effizienter und jedenfalls freudvoller in der Kartierungsarbeit durch den direkten Kontakt zum Organismus.

Wann auch immer bestmögliche Ergebnisse erzielt werden sollen, ist die Kombination verschiedener Methoden der erfolgversprechende Weg. Dies gilt sowohl für die Taxonomie mit dem vielfach bewährten Ansatz der integrativen, Morphologie und Genetik gleichermaßen berücksichtigenden Herangehensweise, als auch bei der faunistischen Inventarisierung von Landschaftsteilen.



Tab. 13: Nachgewiesene Fisch- und Neunaugenarten. Lokalität der Angelfischerei: Gurk SE St. Lorenzen (46°51'13" N, 13°45'19" E; 1330 m). Lokalität der eDNA-Probenahme von Vid Švara: Autertal-Bach und Gurk

Abb. 82: Der Oberlauf der Gurk bei St. Lorenzen. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022



**Abb. 83:**  
Ein Bachsaibling  
mit einer Länge  
von 32 cm.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022

**Abb. 84:**  
Die Bachforelle ist  
die Leitfischart der  
Oberen Gurk.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM,  
16.07.2022



**Abb. 85:** Die Koppe wurde mittels eDNA nachgewiesen. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM

### **Amphibien (Amphibia) & Reptilien (Reptilia) – Von Moorechsen und Moorleichen**

Julia LAMPRECHT & Christian KOMPOSCH

Ob Spinnenforscher, Libellenkundler oder Botaniker, in den eindrucksvollen Weiten des St. Lorenzener Hochmoors konnte sich jeder nicht in die Luft schauende Naturforscher früher oder später über den Fund einer Mooreidechse freuen. Mit der seit Jahrhunderten betriebenen Zerstörung der Moore in den Landschaften Mitteleuropas nehmen auch die Lebensräume für die Mooreidechse kontinuierlich ab. Dies gilt insbesondere für die tieferen Lagen, höher oben in den Bergen sind geeignete Habitate für diese Art auch abseits von Mooren noch reichlich verfügbar.

Allerdings erscheint die Hypothese plausibel, dass es sich bei der Tief- und Hochlandform – also bei der Moor- oder Bergeidechse des Tieflandes und der höheren Lagen – um zwei Arten oder zumindest Unterarten handeln könnte. Dies hätte auch naturschutzfachliche Konsequenzen mit einer stärkeren Gefährdung für die Tieflandform. Jedenfalls erfreulich sind die zahlreichen Sichtungen (zumindest 10 adulte Tiere) der Mooreidechse im St. Lorenzener Hochmoor, die auf das Vorhandensein einer individuenreichen und vitalen Population schließen lassen. Als weitere Reptilienart konnte am GEO-Tag-2022 die Blindschleiche nachgewiesen werden.



Im Zuge der arachnologischen und entomologischen Kartierungsarbeiten stehen Sichtungen von Amphibien an der Tagesordnung: So querte im westlich an das Hochmoor angrenzenden subalpinen Lärchen-Zirbenwald ein ausgewachsener Grasfrosch unseren Weg. Auch Alpensalamander zählen durch das geduldige Wenden von Dutzenden bis Hunderten Steinen zur regelmäßigen „Beute“ der Kleintierforscher. Sichtungungen gelangen sowohl am Fuß der Felswand unterhalb der Pfarrkirche St. Lorenzen als auch unter der Brücke, welche bei der Hochrindlstraße die Gurk überspannt. Eine effiziente, wenn auch leicht makabere Kartierungsmethode ist das aufmerksame Abschreiten von Forststraßen, auf denen plattgedrückte Alpensalamander regelmäßig von der Fahrbahn gekratzt werden können. Dieses für Amphibien leider nicht seltene Schicksal teilte einer der St. Lorenzener Alpensalamander mit einer Erdkröte. Der Nachweis des Bergmolchs gelang sowohl durch Sichtbeobachtungen als auch durch eine Identifikation genetischer Spuren anhand von eDNA.

Tab. 14: Information zu den im Rahmen des 7. GEO-Tages der Natur 2022 nachgewiesenen Amphibien und Reptilien. Die Gefährdungseinstufung der einzelnen Taxa folgen der Roten Listen für Kärnten (RL K: GUTLEB et al. 1999, HAPP et al. 1999) und für Österreich (RL Ö: GOLLMANN 2009). Verwendete Gefährdungskategorien sind: - = Nicht gefährdet, reg/T = regional im Tiefland gefährdet, G = Gefährdung anzunehmen, 3 = Gefährdet, NT – Near Threatened. Kartierungsmethoden: Sichtbeobachtung und environmental DNA.

| Nr. | Art, Klasse                                   | Deutscher Name  | RL K  | RL Ö | Sichtbeobachtung | eDNA |
|-----|---|-----------------|-------|------|------------------|------|
|     | <b>Amphibien</b>                              |                 |       |      |                  |      |
| 1   | <i>Bufo bufo</i> (Linnaeus 1758)              | Erdkröte        | 3     | NT   | ✓                | ✓    |
| 2   | <i>Rana temporaria</i> Linnaeus 1758          | Grasfrosch      | reg/T | NT   | ✓                | ✓    |
| 3   | <i>Salamandra atra</i> Laurenti 1768          | Alpensalamander | -     | NT   | ✓                |      |
| 4   | <i>Ichthyosaura alpestris</i> (Laurenti 1768) | Bergmolch       | reg/T | NT   | ✓                | ✓    |
|     | <b>Reptilien</b>                              |                 |       |      |                  |      |
| 5   | <i>Zootoca vivipara</i> (Lichtenstein 1823)   | Bergeidechse    | 3     | NT   | ✓                |      |
| 6   | <i>Anguis fragilis</i> Linnaeus 1758          | Blindschleiche  | G     | NT   | ✓                |      |



Abb. 86:  
Die Bergeidechse  
ist im Hochmoor  
mit einer individuen-  
starken Population  
vertreten.  
Foto: Ch. Komposch,  
ÖKOTEAM  
16.07.2022



Abb. 87: Der Grasfrosch ist eine weit verbreitete und ungefährdete Amphibienart. Foto: Ch. Komposch, ÖKO-TEAM



Abb. 88: Einer der Stars des Hochmoors: die Berg- oder Mooreidechse begeistert Nina Kummer und Julia Lamprecht. Foto: Ch. Komposch, ÖKOTEAM, 16.07.2022

### **Vögel (Aves) - Flugkünstler und Gesangsvirtuosen**

Jonas HOMBURG, Tobias GEITZ, Clara GUCKENBIEHL & Finja STREHMANN

„Nockberge einmal anders“ – so könnte man die Beobachtungen aus ornithologischer Sicht zusammenfassen. Denn während durch die Lage des Untersuchungsgebietes die klassischen Gebirgsarten der hochmontanen und alpinen Lebensräume fehlten, übertraf die Gesamtzahl der nachgewiesenen Vogelarten mit 57 sogar noch den Kartierungsrekord des letztjährigen GEO-Tages um die Zunderwand. Dies spiegelt neben günstigen Wetterbedingungen insbesondere auch die kleinräumige landschaftliche Vielfalt des Gebietes wider.

Im Bergwald beheimatet sind etwa Tannenhäher, Sommer- und Wintergoldhähnchen, Tannen-, Weiden- und Haubenmeise, Gimpel, Birken- und Erlenzeisig sowie Fichtenkreuzschnabel, die ebenso wie Mistel-, Wacholder- und Ringdrosseln zur Nahrungssuche auch die halboffenen Flächen des Hochmoores und des Grünlands aufsuchten. Hinzu kamen insbesondere in den Übergangsbereichen Arten wie Fitis, Grauschnäpper oder Stieglitz, die ihre Vorkommensschwerpunkte eher in den tieferen Lagen besitzen.

Kulturfolger wie Haus- und Feldsperling, Bachstelze, Hausrotschwanz oder Rauch- und Mehlschwalbe profitieren von den extensiv genutzten Wiesen- und Weidelebensräumen von St. Lorenzen. Ein erfreulicher Beleg für die gute Habitatqualität ist die Beobachtung einer Neuntöter-Familie direkt im Ortsgebiet.

Die festgestellten Greifvogel-Arten Rotmilan, Wespenbussard und Baumfalke sind eher Vertreter des Tieflandes. Während es sich beim Baumfalken klar um einen Durchzügler handelte, deutet die mehrfache Beobachtung des Wespenbussards möglicherweise auf ein stationäres Vorkommen hin – Bruten sind in den Alpen bis auf circa 1.500 Meter Seehöhe belegt. Ähnliches zeigte sich bei den Eulen: neben den erneuten erfolgreichen Nachweisen der Bergwaldarten Raufußkauz und Sperlingskauz antwortete aus dem Tal auch ein Waldkauz auf die Klangattrappe.

Erwähnenswert sind darüber hinaus wieder diverse erfreuliche Brutnachweise. Neben den genannten Neuntöttern gelangen diese z. B. auch für die Rauch- und Mehlschwalbe, Bachstelze, Hausrotschwanz, Mistel- und Wacholderdrossel, Tannen-, Hauben- und Schwanzmeise sowie den Fichtenkreuzschnabel.

Tab. 15: Artenliste der Vögel im Zuge des 7. GEO-Tages der Natur. Ergänzt wurden die kartierten Funde durch akustische Nachweise von Stefanie Wohlfahrt. Fundorte: 1 Hochmoor Autertal, 2 Grünland Autertal, 3 Wald Autertal, 4 Grünland um und unterhalb St. Lorenzen, 5 Niedermoor St. Lorenzen und Wald.

| Nr. | Art  | Deutscher Name     | Fundort | Bemerkungen   |
|-----|--|--------------------|---------|---|
| 1   | <i>Milvus milvus</i> (Linnaeus, 1758)          | Rotmilan           | 4       |   |
| 2   | <i>Buteo buteo</i> (Linnaeus, 1758)            | Mäusebussard       | 4       |   |
| 3   | <i>Pernis apivorus</i> (Linnaeus, 1758)        | Wespenbussard      | 4       | Mehrfach Nachweise                                  |
| 4   | <i>Falco tinnunculus</i> Linnaeus, 1758        | Turmfalke          | 1       | Beitrag von Ilja Svetnik                            |
| 5   | <i>Falco subbuteo</i> Linnaeus, 1758           | Baumfalke          | 4       | durchziehend  |
| 6   | <i>Columba palumbus</i> Linnaeus, 1758         | Ringeltaube        | 1;4     |   |
| 7   | <i>Aegolius funereus</i> (Linnaeus, 1758)      | Raufußkauz         | 4       | Abends mit Klangattrappe nachgewiesen               |
| 8   | <i>Glaucidium passerinum</i> (Linnaeus, 1758)  | Sperlingskauz      | 4       | Abends mit Klangattrappe nachgewiesen               |
| 9   | <i>Strix aluco</i> Linnaeus, 1758              | Waldkauz           | 4       | Abends mit Klangattrappe nachgewiesen               |
| 10  | <i>Apus apus</i> (Linnaeus, 1758)              | Mauersegler        | 4       |   |
| 11  | <i>Dendrocopos major</i> (Linnaeus, 1758)      | Buntspecht         | 3       | Brutnachweis: Jungvogel beobachtet                  |
| 12  | <i>Hirundo rustica</i> Linnaeus, 1758          | Rauchschwalbe      | 1;2;4   | Brutnachweis: Jungvögel mit Adulten                 |
| 13  | <i>Delichon urbicum</i> (Linnaeus, 1758)       | Mehlschwalbe       | 4       | Brutnachweis: am Nest                               |
| 14  | <i>Anthus trivialis</i> (Linnaeus, 1758)       | Baumpieper         | 1       |   |
| 15  | <i>Motacilla alba</i> Linnaeus, 1758           | Bachstelze         | 4       | Brutnachweis: Jungvögel mit Eltern                  |
| 16  | <i>Motacilla cinerea</i> Tunstall, 1771        | Gebirgsstelze      | 1       |   |
| 17  | <i>Cinclus cinclus</i> (Linnaeus, 1758)        | Wasseramsel        | 5       | Beobachtung durch andere GEO-Tags-Teilnehmer        |
| 18  | <i>Prunella modularis</i> (Linnaeus, 1758)     | Heckenbraunelle    | 1       |   |
| 19  | <i>Erithacus rubecula</i> Linnaeus, 1758       | Rotkehlchen        | 1       |   |
| 20  | <i>Phoenicurus phoenicurus</i> Linnaeus, 1758  | Gartenrotschwanz   | 1       | Beitrag von Ilja Svetnik                            |
| 21  | <i>Phoenicurus ochruros</i> (Gmelin, 1774)     | Hausrotschwanz     | 4       | Brutnachweis: Jungvögel mit Eltern                  |
| 22  | <i>Turdus philomelos</i> Brehm, 1831           | Singdrossel        | 4       |   |
| 23  | <i>Turdus viscivorus</i> Linnaeus, 1758        | Misteldrossel      | 1       | Brutnachweis: Futtertragender Altvogel an Fundort 4 |
| 24  | <i>Turdus pilaris</i> Linnaeus, 1758           | Wacholderdrossel   | 4       | Brutnachweis: Altvogel füttert Jungvogel            |
| 25  | <i>Turdus merula</i> Linnaeus, 1758            | Amsel              | 4       | Brutnachweis: Futtertragender Altvogel              |
| 26  | <i>Turdus torquatus</i> (Linnaeus, 1758)       | Ringdrossel        | 4       |   |
| 27  | <i>Sylvia atricapilla</i> (Linnaeus, 1758)     | Mönchsgrasmücke    | 4       |   |
| 28  | <i>Phylloscopus trochilus</i> (Linnaeus, 1758) | Fitis              | 1       |   |
| 29  | <i>Phylloscopus collybita</i> (Vieillot, 1817) | Zilpzalp           | 1       |   |
| 30  | <i>Regulus regulus</i> (Linnaeus, 1758)        | Wintergoldhähnchen | 3       |   |



| Nr. | Art   | Deutscher Name       | Fundort | Bemerkungen                                      |
|-----|---|----------------------|---------|--|
| 31  | <i>Regulus ignicapilla</i> (Temminck, 1820)     | Sommergoldhähnchen   | 1       |  |
| 32  | <i>Troglodytes troglodytes</i> (Linnaeus, 1758) | Zaunkönig            | 3       |  |
| 33  | <i>Muscicapa striata</i> (Pallas, 1764)         | Grauschnäpper        | 1       |  |
| 34  | <i>Parus major</i> Linnaeus, 1758               | Kohlmeise            | 1       | Brutnachweis: Jungvögel mit Adulten              |
| 35  | <i>Periparus ater</i> (Linnaeus, 1758)          | Tannenmeise          | 1       | Brutnachweis: Jungvögel mit Adulten an Fundort 1 |
| 36  | <i>Cyanistes caeruleus</i> (Linnaeus, 1758)     | Blaumeise            | 4       |  |
| 37  | <i>Lophophanes cristatus</i> (Linnaeus, 1758)   | Haubenmeise          | 1       | Brutnachweis: Jungvögel mit Adulten              |
| 38  | <i>Poecile montanus</i> (Conrad, 1827)          | Weidenmeise          | 1       |  |
| 39  | <i>Aegithalos caudatus</i> (Linnaeus, 1758)     | Schwanzmeise         | 1       | Brutnachweis: Jungvögel mit Adulten              |
| 40  | <i>Sitta europaea</i> Linnaeus, 1758            | Kleiber              | 3       |  |
| 41  | <i>Lanius collurio</i> Linnaeus, 1758           | Neuntöter            | 4       | Brutnachweis: Jungvögel mit Eltern               |
| 42  | <i>Pica pica</i> (Linnaeus, 1758)               | Elster               | 4       |  |
| 43  | <i>Garrulus glandarius</i> (Linnaeus, 1758)     | Eichelhäher          | 4       |  |
| 44  | <i>Nucifraga caryocatactes</i> (Linnaeus, 1758) | Tannenhäher          | 1;3;4;5 |  |
| 45  | <i>Corvus monedula</i> (Linnaeus, 1758)         | Dohle                | 1       |  |
| 46  | <i>Corvus cornix</i> Linnaeus, 1758             | Nebelkrähe           | 1       | Beitrag von Ilya Svetnik                         |
| 47  | <i>Corvus corax</i> Linnaeus, 1758              | Kolkrabe             | 1       |  |
| 48  | <i>Passer domesticus</i> (Linnaeus, 1758)       | Hausperling          | 4       |  |
| 49  | <i>Passer montanus</i> (Linnaeus, 1758)         | Feldsperling         | 4       |  |
| 50  | <i>Fringilla coelebs</i> Linnaeus, 1758         | Buchfink             | 1;3;4;5 |  |
| 51  | <i>Acanthis flammea cabaret</i> Linnaeus, 1758  | Birkenzeisig         | 4       |  |
| 52  | <i>Carduelis carduelis</i> (Linnaeus, 1758)     | Stieglitz            | 1;2;4   |  |
| 53  | <i>Chloris chloris</i> (Linnaeus, 1758)         | Grünfink             | 1       |  |
| 54  | <i>Spinus spinus</i> (Linnaeus, 1758)           | Erlenzeisig          | 3;4;5   |  |
| 55  | <i>Carduelis citrinella</i> (Pallas, 1764)      | Zitronenzeisig       | 1       | Paar, gehört und gesehen                         |
| 56  | <i>Pyrrhula pyrrhula</i> (Linnaeus, 1758)       | Gimpel               | 3       |  |
| 57  | <i>Loxia curvirostra</i> Linnaeus, 1758         | Fichtenkreuzschnabel | 1       | Brutnachweis: Jungvögel mit Eltern an Fundort 4  |

**Abb. 89:**  
Rauchschwalben sind in der Kulturlandschaft bereits selten geworden.  
Foto: C. Guckenbiehl,  
16.07.2022





Abb. 90: Ein Baumfalke wurde überfliegend festgestellt.  
Foto: C. Guckenbiehl, 16.07.2022



Abb. 91: Der Fichtenkreuzschnabel ist in Nadelwäldern höherer Lagen weit verbreitet.  
Foto: C. Guckenbiehl, 16.07.2022

### Säugetiere (Mammalia) – Bekannte und neue Nachweise

Von Jonas HOMBURG, Tobias GEITZ, Clara GUCKENBIEHL,  
Finja STREHMANN & Julia LAMPRECHT

Bei den Säugetieren konnten wir neben Reh und Eichhörnchen in diesem Jahr auch erfolgreich Kleinsäuger nachweisen. Neben einem Weg fand sich eine Kurzzohrmaus, deren Bestimmung dank iNaturalist bestätigt werden konnte. Auch zwei Fledermausarten konnten während der abendlichen Eulenkartierung akustisch mittels Detektor erfasst werden: Der Kleine Abendsegler ließ sich anhand seiner typischen Ortungsrufe am Rand von St. Lorenzen feststellen, wo er kurz nach Sonnenuntergang vermutlich auf dem Weg zu einem Jagdhabitat am Waldrand war. In der Nähe des Ortes wurde auch eine Bartfledermaus aufgezeichnet, wobei sich die beiden Schwesterarten Große und Kleine Bartfledermaus anhand ihrer Rufe nicht sicher unterscheiden lassen. Zusätzlich zu den Sichtbeobachtungen und iNaturalist-Datensätzen konnten 4 weitere wildlebende Säugetierarten über eDNA im Gebiet festgestellt werden.

Tab. 16:  
Artenliste der Säugetiere im Zuge des 7. GEO-Tages der Natur. Fundorte: 1 Hochmoor Autertal, 2 Grünland Autertal, 3 Wald Autertal, 4 Grünland um und unterhalb St. Lorenzen, 5 Niedermoor St. Lorenzen und Wald.

| Nr. | Art                               | Deutscher Name        | Fundort | Bemerkung   |
|-----|-----------------------------------|-----------------------|---------|---|
| 1   | <i>Capreolus capreolus</i>        | Reh                   | 3       |   |
| 2   | <i>Cervus elaphus</i>             | Rothirsch             |         | Geweih, iNaturalist; eDNA                             |
| 3   | <i>Lepus</i> sp.                  | Hase                  |         |   |
| 4   | <i>Microtus subterraneus</i>      | Kurzzohrmaus          | 3       | iNaturalist   |
| 5   | <i>Microtus</i> sp.               | Erdmaus               |         | eDNA  |
| 6   | <i>Myotis brandtii/mystacinus</i> | „Bartfledermaus“      |         | akustisch nicht näher differenzierbare Schwesterarten |
| 7   | <i>Neomys fodiens</i>             | Wasserspitzmaus       |         | eDNA  |
| 8   | <i>Nyctalus leisleri</i>          | Kleiner Abendsegler   | 4       |   |
| 9   | <i>Nyctalus noctula</i>           | Großer Abendsegler    |         |   |
| 10  | <i>Sciurus vulgaris</i>           | Eichhörnchen          | 4       |   |
| 11  | <i>Sus scrofa</i>                 | Wildschwein           |         | eDNA  |
| 12  | <i>Talpa europaea</i>             | Europäischer Maulwurf |         | iNaturalist   |
| 13  | <i>Vulpes vulpes</i>              | Fuchs                 |         | eDNA  |

Abb. 92:  
Die Kurzohrmaus ist  
die kleinste heimi-  
sche Wühlmaus.  
Foto: F. Strehmann,  
16.07.2022



Abb. 93: So häufig  
und weit verbreitet  
der Maulwurf in  
Kärnten auch ist –  
die Tiere selbst be-  
kommt man selten zu  
Gesicht. Foto: Ch.  
Komposch, ÖKO-  
TEAM



## LITERATUR

### Allgemeiner Teil

- ARGE NATURSCHUTZ (2022): Natura 2000-Gebiet St. Lorenzener Hochmoor. Das St. Lorenzener Hochmoor – ein Kleinod in den Kärntner Nockbergen, online unter: <https://www.arge-naturschutz.at/projekte/lebensraeume/stlorenzenerhochmoor/> [21.11.2022].
- AURENHAMMER S., KOMPOSCH Ch., GLATZ-JORDE S. & JUNGMEIER M. (2020): Biodiversität im UNESCO Biosphärenpark Salzburger Lungau & Kärntner Nockberge. Ergebnisse des 4. GEO-Tages der Natur 2019 – Vielfalt an den Ufern und Berghängen des Millstätter Sees – Carinthia II, 210./130.: 7–44.
- BIOSPÄHRENPARK SALZBURGER LUNGAU/BIOSPÄHRENPARKVERWALTUNG NOCKBERGE (Eds.) (2022): Evaluierungsbericht/Periodic Review 2012–2022, St. Margarethen.
- BUNDESMINISTERIUM FÜR LAND- & FORSTWIRTSCHAFT, REGIONEN UND WASSERWIRTSCHAFT (2022): Autertal/St. Lorenzener Hochmoor, online unter: <https://info.bml.gv.at/themen/wasser/wasser-eu-international/europaeische-und-internationale-wasserwirtschaft/feuchtgebiete/ramsar/autertal.html> [21.11.2022].
- GLATZ-JORDE S. & JUNGMEIER M. (2017): Biodiversität im Biosphärenpark Salzburger Lungau & Kärntner Nockberge. Ergebnisse des GEO-Tages der Artenvielfalt 2016 in St. Oswald. – Carinthia II, 207./127.: 35–62.
- GLATZ-JORDE S., JUNGMEIER M., AURENHAMMER S. & KOMPOSCH Ch. (2018): Biodiversität im Biosphärenpark Salzburger Lungau & Kärntner Nockberge. Ergebnisse des GEO-



- Tages der Artenvielfalt 2017 – Von der Heiligenbachalm zum Königstuhl. – Carinthia II, 208./128.: 31–54.
- GLATZ-JORDE S. & JUNGMEIER M. (2019): Biodiversität im Biosphärenpark Salzburger Lungau & Kärntner Nockberge. Ergebnisse des GEO-Tages der Artenvielfalt 2018 – Vom Talboden in Ebene Reichenau bis zur Prägatscharte. – Carinthia II, 209./129.: 27–52.
- GLATZ-JORDE S., JUNGMEIER M., AURENHAMMER S. & KOMPOSCH Ch. (2021): Biodiversität im UNESCO Biosphärenpark Salzburger Lungau & Kärntner Nockberge. Ergebnisse des 5. GEO-Tages der Natur 2019 – Rund um die Grundalm – Carinthia II, 210./130.: 7–44.
- KARRE B. (2008): Vom Torfstechen zum partizipativen Naturschutz. Regenerationsmaßnahmen im Autertaler Hochmoor – Ein Managementplan im Fokus. – Saarbrücken: Südwestdeutscher Verlag für Hochschulschriften.
- KOMPOSCH C., GLATZ-JORDE S., JUNGMEIER M., WAGNER H. (2022): Biodiversität im Biosphärenpark Kärntner Nockberge. Ergebnisse des 6. GEO-Tages der Natur 2021 – Am Fuß der Zunderwand. – Carinthia II, 212./132.: 53–132.
- KRAINER K. & DABERNIG, M. (2005): Kulturlandschaftsprojekt Kärnten. Das Natura 2000-Gebiet St. Lorenzener Hochmoor. – Kärntner Naturschutzberichte 10: 17–27.
- STEINER G. M. (1992): Österreichischer Moorschutzkatalog. Grüne Reihe des Bundesministeriums für Umwelt, Jugend und Familie, Band 1. Wien.
- STRASSER S., AUINGER M., PULVERMACHER R., JUNGMEIER M. (2022): Transdisziplinäre Bildung als FH-Auftrag: Das Beispiel SCIENCE\_LINKnockberge. FFH Conference 2022, April 20th-21st 2022, Villach. Repository: <http://ffhoarep.fh-ooe.at/handle/123456789/1523>.
- JUNGMEIER M., RIST S., TRIBALDOS T., KIRCHMEIER H., LIECHTI K., LOCHMATTER A., MEESSEN H., AUINGER M., SCHMALZ L., PLASSMANN G. (2022): Governing mountain commons between tradition and innovation. – Policy Brief under the III World Higher Education Conference (WHEC 2021), Barcelona, 14 pp.
- JUNGMEIER M., KOVAROVICS A., LEITNER H., ROSSMANN D. (2021): Managing emerging patterns of outdoor recreation – The example of Nockberge Biosphere Reserve, Austria. In: AAS O., BREIBY M., SELVAAG S.K., ERIKSSON P.-A., BOERRESTAD B. (Eds.) (2021): The 10th MMV Conference: Managing outdoor recreation experiences in the Anthropocene – Resources, markets, innovations. – MINA fagrapporrt 73, 198–199.
- UNESCO INTERNATIONAL COMMISSION ON THE FUTURES OF EDUCATION (2021): Reimagining Our Futures Together. A new social contract for education. – Published by UNESCO, Paris, ISBN 978-92-3-100478-0.

## Pilze

- DÄMON W. (2022): Pilze – Funktionen im Ökosystem und Pilzschutz. – In: WIEGELE, E., JUNGMEIER, M., SCHNEIDER, M. (Eds.): Handbuch Naturschutzfachkraft. – Fraunhofer IRB Verlag.
- DÄMON W., GREILHUBER I. (2017): Die Pilze Österreichs. Verzeichnis und Rote Liste 2016. ÖMG.

## Flechten

- CEZANNE R., EICHLER M., BERGER F., BRACKEL W. v., DOLNIK C., JOHN V. & SCHULTZ M. (2016): Deutsche Namen für Flechten. – Herzogia, 29: 745–797.
- NIMIS P. L., HAFELLNER J., ROUX C., CLERC P., MAYRHOFER H., MARTELOS S. & BILOVITZ P. O. (2018): The lichens of the Alps – an annotated checklist. – MycoKeys, 31: 1–634.
- TÜRK R. & HAFELLNER J. (1999): Rote Liste gefährdeter Flechten (Lichenes) in Österreich. 2. Fassung. – in: Rote Listen gefährdeter Pflanzen Österreichs. Grüne Reihe des Bundesministeriums für Umwelt, Jugend und Familie, 10: 187–228.
- WIRTH V. & KIRSCHBAUM U. (2017): Flechten einfach bestimmen. – 2. Auflage. 416 S. Quelle & Meyer Verlag Wiebelsheim.

## Moose

- PÖTL M. & BERG C. (2022): Moose – Kleine Pflanzen ganz groß in KOMPOSCH Ch., GLATZ-JORDE S., JUNGMEIER M. & WAGNER H. (2022): Biodiversität im Biosphärenpark Kärntner Nockberge. Ergebnisse des 6. GEO-Tages der Natur 2021. – Am Fuß der Zunderwand. – Carinthia II, 212./132.: 53–132.
- KÖCKINGER H., SUANJAK M., SCHRIEBL A. & SCHRÖCK Ch. (2008): Die Moose Kärntens. – Sonderreihe Natur Kärnten, Band 4. Verlag des Naturwissenschaftlichen Vereins für Kärnten, Klagenfurt, 320 S.
- KÖCKINGER H. & SCHRÖCK Ch. (2017): Rote Liste der Moose Kärntens. – Verlag des Naturwissenschaftlichen Vereins für Kärnten, 67. Sonderheft, Klagenfurt am Wörthersee, 112 S.

## Gefäßpflanzen

- DABERNIG M., FRANZ W. R. & KRISAI R. (2005): Kulturlandschaftsprojekt Kärnten: Natura 2000-Gebiet St. Lorenzener Hochmoor, Grundlagenerhebung und Maßnahmenplan Vegetation. – Endbericht im Auftrag der Arge NATURSCHUTZ, Klagenfurt. Klagenfurt, Braunau.
- FRANZ W. R., KÖSTL T., KEUSCH C., STÖHR O. (2023): Rote Liste der Farn- und Blütenpflanzen Kärntens. – Naturwissenschaftlicher Verein für Kärnten, Klagenfurt, 144 S.
- FRANZ W. R. & TEMSCH E. M. (2019): Morphologie, Verbreitung und Ploidiestufen von Birken Sippen in Österreich und Oberbayern. – Carinthia II, 209./129.: 491–550.
- KARRE B. (2005): Managementplan Hochmoor Autertal (Gemeinde Ebene Reichenau, Nockberge, Kärnten). – Dissertation, Univ. Wien.

## Tierwelt

- BAGNALL R. S. (1935): An extended Classification of the Paupoda to include two new Families. – Ann. Mag. Nat. Hist., 16.
- BONFANTI J. (2021) Réponses fonctionelles des communautés de collemboles aux gradients climatiques. – Chapter 2. PhD thesis.
- BORKO Š., ALTERMATT F., ZAGMAJSTER M. & FIŠER C. (2022): A hotspot of groundwater amphipod diversity on a crossroad of evolutionary radiations. Diversity and Distributions.
- BORKO Š., TRONTELJ P., SEEHAUSEN O., MOŠKRIČ A. & FIŠER C. (2021). A subterranean adaptive radiation of amphipods in Europe. – Nature Communications, 12 (1): 1–12.
- BREITLING R., MERCHES E., MUSTER C., DUSKE K., GRABOLLE A., HOHNER M., KOMPOSCH Ch., LEMKE M., SCHÄFER M. & BLICK T.: Liste der Populärnamen der Spinnen Deutschlands (Araneae). – Arachnologische Mitteilungen / Arachnology Letters, 59: 38–60.
- BURCKHARDT D. & KOFLER A. (2004): Weitere Funde von Blattflöhen aus Osttirol, Kärnten und dem Burgenland (Österreich) (Insecta: Hemiptera, Psylloidea). – Beiträge zur Entomofaunistik, 5: 9–16.
- BURCKHARDT D. (2002): Vorläufiges Verzeichnis der Blattflöhe Mitteleuropas mit Wirtspflanzenangaben. – Beiträge zur Zikadenkunde, 5: 1–9.
- BURCKHARDT D., HOLZINGER W. E., KOFLER A. & LAUTERER P. (1999): Vorläufiges Verzeichnis der Blattflöhe Kärntens (Insecta: Sternorrhyncha: Psylloidea). – In: ROTTENBURG T., WIESSER C., MILDNER P. & HOLZINGER W. E. (1999): Rote Listen gefährdeter Tiere Kärntens. – Naturschutz in Kärnten, 15: 421–424.
- CHOVANEC A., WARINGER J., HOLZINGER W. E., MOOG O. & JANECEK B. (2017): Odonata. – In: MOOG O. & HARTMANN A. (Eds.): Fauna Aquatica Austriaca, 3. Edition, BMLFUW, Wien.
- DE JONG Y., VERBEEK M., MICHELSEB V., DE PLACE BJØRN P., LOS W., STEEMAN F., BAILLY N., BASIRE C., CHYLARECKI P., STLOUKAL E., HAGEDORN G., WETZEL F. T., GLÖCKLER F., KROUPA A., KORB G., HOFFMANN A., HÄUSER C., KOHLBECKER A., MÜLLER A., GÜNTSCH A., STOEVE P. & PENEV L. (2014): Fauna Europaea – all European animal species on the web. – Biodiversity Data Journal, 2014: e4034.

- EBERMANN E. & KRISPER G. (2014): Milben als Mitbewohner in Ameisennestern. – In: WAGNER H. C.: Die Ameisen Kärntens. Verbreitung, Biologie, Ökologie und Gefährdung. – Naturwissenschaftlicher Verein für Kärnten, Klagenfurt: S. 329–342.
- ELTON E. (1975): Females of *Formica rufa* L. (Hym., Formicidae) with enlarged labial glands. – *Insectes Sociaux*, 22(4): 405–414.
- EME D., ZAGMAJSTER M., DELIĆ T., FIŠER C., FLOT J. F., KONECNY-DUPRÉ L., PALSON S., ZAKŠEK V., DOUADY C. J. & MALARD F. (2018): Do cryptic species matter in macroecology? Sequencing European groundwater crustaceans yields smaller ranges but does not challenge biodiversity determinants. – *Ecography*, 41 (2): 424–436.
- EUROPEAN COMMISSION (2000): Directive 2000/60/EC of the European Parliament and of the Council of 23 October 2000 establishing a framework for community action in the field of water policy. – Office for Official Publications of the European Communities, Luxembourg.
- FIŠER C., ALTHER R., ZAKŠEK V., BORKO Š., FUCHS A. & ALTERMATT F. (2018): Translating *Niphargus* barcodes from Switzerland into taxonomy with a description of two new species (Amphipoda, Niphargidae). – *ZooKeys*, 760: 113.
- FIŠER C., KONEC M., ALTHER R., ŠVARA V. & ALTERMATT F. (2017): Taxonomic, phylogenetic and ecological diversity of *Niphargus* (Amphipoda: Crustacea) in the Hölloch cave system (Switzerland). – *Systematics and Biodiversity*, 15 (3): 218–237.
- GALIMBERTI A., ASSANDRI G., MAGGIONI D., RAMAZZOTTI F., BARONI D., BAZZI G., CHIANDETTI I., CORSO A., FERRI V., GALUPPI M., ILAHIANE L., LA PORTA G., LADDAGA L., LANDI F., MASTROPASQUA F., RAMELLINI S., SANTINELLI R., SOLDATO G., SURDO S. & CASIRAGHI M. (2021): Italian odonates in the Pandora's Box: a comprehensive DNA barcoding inventory shows taxonomic warnings at the Holarctic scale. – *Molecular Ecology Resources*, 21: 183–200.
- GARRION R. W., VON ELLENRIEDER N. & LOULTON J. A. (2006): Dragonfly genera of the New World: an illustrated and annotated key to the Anisoptera. JHU Press, Baltimore.
- GEIGER M., KOBLMÜLLER S., ASSANDRI G., CHOVANEC A., EKREM T., FISCHER I., GALIMBERTI A., GRABOWSKI M., HARING E., HAUSMANN A., HENDRICH L., KOCH S., MAMOS T., ROTHE U., RULIK B., REWICZ T., SITTENTHALER M., STUR E., TOŃCZYK G., ZANGL L. & MORINIÈRE J. (2021): Coverage and quality of DNA barcode references for Central and Northern European Odonata. – *PeerJ* 9: e11192.
- GOLLMANN G. (2009): Rote Liste der in Österreich gefährdeten Lurche (Amphibia) und Kriechtiere (Reptilia). – In: ZULKA P. (Red.): Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs. Checklisten, Gefährdungsanalysen, Handlungsbedarf. – Grüne Reihe des Lebensministeriums, 14/2: 37–60.
- GUTLEB B., SMOLE-WIENER A. K., HAPP U. & WALLNER A. (1999): Rote Liste der Lurche Kärntens (Vertebrata: Amphibia). – *Naturschutz in Kärnten*, 15: 117–120.
- HAPP U., WALLNER A., SMOLE-WIENER A. K. & GUTLEB B. (1999): Rote Liste der Kriechtiere Kärntens (Vertebrata: Reptilia). – *Naturschutz in Kärnten*, 15: 113–116.
- HARING E., FISCHER I., SITTENTHALER M., WOLF P., CHOVANEC A., KOBLMÜLLER S., SATTMANN H., BEQIRAJ S., PEŠIĆ V. & ZANGL L. (2020): Intraspecific genetic diversity in selected wide-spread dragonfly species (Insecta: Odonata). – *Acta ZooBot Austria*, 157: 239–256.
- HEIMBURG H., DOČKAL D. & HOLZINGER W. E. (2022): A checklist of the hoverflies (Diptera: Syrphidae) of Austria. – *Zootaxa*, 5115 (2): 151–209.
- HOLZINGER W. E. & KOMPOSCH B. (2012): Die Libellen Kärntens. – Sonderreihe Natur Kärnten, Band 6. Naturwissenschaftlicher Verein für Kärnten, Klagenfurt.
- KALKMAN V. J., BOUDOT J.-P., BERNARD R., CONZE K.-D., DE KNIJF G., DYATLOVA E., FERREIRA S., JOVIĆ M., ÖTT J., RISERVATO E. & SAHLÉN G. (2010): European Red List of Dragonflies. Publications Office of the European Union, Luxembourg.
- KALKMAN V. J., CLAUSNITZER V., DIJKSTRA K. D. B., ORR A. G., PAULSON D. R. & VAN TOL J. (2008): Global diversity of dragonflies (Odonata) in freshwater. – In: Freshwater animal assessment, Springer, Dordrecht. pp. 351–363. In: BALIAN E.V., LÉVÊQUE C., SEGERS H. & MARTENS K.(Ed): Freshwater Animal Diversity Assessment. – *Hydrobiologia*, 595: 351–363.



- KOMPOSCH Ch. (1999): Rote Liste der Weberknechte Kärntens (Arachnida: Opiliones). – Naturschutz in Kärnten, 15: 547–565.
- KOMPOSCH Ch. (2009): Rote Liste der Weberknechte (Opiliones) Österreichs. – In: ZULKA P. (Red.): Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs. Checklisten, Gefährdungsanalysen, Handlungsbedarf. – Grüne Reihe des Lebensministeriums, 14 (3): 397–483.
- KOMPOSCH Ch. (2011): Opiliones (Arachnida). – In: SCHUSTER R. (Hrsg.): Checklisten der Fauna Österreichs, No. 5. – Verlag der Österreichischen Akademie der Wissenschaften, Wien, S. 10–27.
- KOMPOSCH Ch. (2018): A new classification of endemic species of Austria for nature conservation issues. – In: BAUCH K. (ed.): Conference Volume, 6<sup>th</sup> Symposium for Research in Protected Areas, 2 to 3 November 2017, Salzburg, pp. 323–325.
- KOMPOSCH Ch. & GRUBER J. (2004): Die Weberknechte Österreichs (Arachnida: Opiliones). – Denisia, 12, zugleich Kataloge der OÖ. Landesmuseen Neue Serie, 14: 485–534.
- KOMPOSCH Ch., STEINBERGER K.-H. (1999): Rote Liste der Spinnen Kärntens (Arachnida: Araneae). – Naturschutz in Kärnten, 15: 567–618.
- LACHAUD J.-P. & PÉREZ-LACHAUD G. (2012): Diversity of species and behavior of Hymenopteran parasitoids of ants: A Review. – Psyche, 134746.
- MARTENS J. (1978): Spinnentiere, Arachnida: Weberknechte, Opiliones. – In: SENGLAUB F., HANNEMANN H.-J. & SCHUMANN H. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands, 64: 464 S., Jena.
- OSWALD T. (2022): Erstfund von *Spanioneura fonscolumbii* und weitere bemerkenswerte Blattfloh-Nachweise aus Österreich (Hemiptera: Psylloidea). – Beiträge zur Zikadenkunde, 21: 55–59.
- ÖKOTEAM – PAILL, HOLZINGER W., KOMPOSCH C. (2004): Kulturlandschaftsprojekt Kärnten: Natura-2000-Gebiet St. Lorenzener Hochmoor. – Unveröffentlichter Projektbericht im Auftrag der Arge NATURSCHUTZ, 32 S.
- RAAB R., CHOVANEC A. & PENNERSTORFER J. (2006): Libellen Österreichs. – Springer, Wien.
- RENDOŠ M., DELIĆ T., COPILAŞ -CIOCIANU D. & FIŠER C. (2021): First insight into cryptic diversity of a Caucasian subterranean amphipod of the genus *Niphargus* (Crustacea: Amphipoda: Niphargidae). – Zoologischer Anzeiger, 290: 1–11.
- SHELLER U. (1954) Symphyla and Pauropoda from Denmark. – Ent. Meddelelser Ent. Forenings Forlag, Kobenhavn, XXVII: 1–18.
- SHELLER U. (1970) The Pauropoda of Ceylon. – Entomologica scandinavica, Supplement, 1: 5–97.
- SHELLER U. (1999) First records of Pauropoda (Myriapoda) from Israel. – Israel journal of zoology, 45: 199–213.
- SCHULTZ H., JANECEK B., HESS M., REUSCH H. & GRAF W. (2006): Das Makrozoobenthos des Natura 2000 Gebietes St. Lorenzener Hochmoor (Autertal, Kärnten) unter besonderer Berücksichtigung der Libellenfauna (Insecta: Odonata). – Carinthia II, 196./116.: 343–358.
- WAITZBAUER W. (2001): Zur Kenntnis der Dipterenfauna im Wildnisgebiet Dürrenstein (Niederösterreichische Kalkalpen): Syrphidae – Schwebfliegen, Asilidae part. – Raubfliegen, Coenomyiidae – Stinkfliegen und Xylophagidae – Holzfliegen in ihrer Bedeutung als Leitformen für verschiedene Lebensräume. – LIFE-Projekt Wildnisgebiet Dürrenstein, Forschungsbericht. C. Leditznig. St. Pölten, Amt der NÖ Landesregierung, Abt. Naturschutz: S. 205–230.
- WORLD SPIDER CATALOG (2023). World Spider Catalog. Version 24.0. – Natural History Museum Bern, online at <http://wsc.nmbe.ch>, accessed on Jan. – 2022. doi: 10.24436/2
- ZULKA K. P., EDER E., HÖTTINGER H. & WEIGAND E. (2001): Grundlagen zur Fortschreibung der Roten Listen gefährdeter Tiere Österreichs. – Monographien Bd. 135. Umweltbundesamt, Wien.

## Neue Technologien

- ALISON J., ALEXANDER J. M., DIAZ ZEUGIN N., DUPONT Y. L., ISELI E., MANN, H. M. R. & HØYE T. T. (2022): Moths complement bumblebee pollination of red clover: A case for day-and-night insect surveillance – *Biology Letters*, 18(7), <https://doi.org/10.1098/rsbl.2022.0187>
- AVOTS E., VECVANAGS A., FILIPOVS J., BRAUNS A., SKUDRINS G., DONE G., OZOLINS J., ANBARJAFARI G. & JAKOVELS D. (2022): Towards Automated Detection and Localization of Red Deer *Cervus elaphus* Using Passive Acoustic Sensors during the Rut – *Remote Sensing*, 14(10), <https://doi.org/10.3390/rs14102464>
- DALTON D. T., PASCHER K., BERGER V., STEINBAUER K., JUNGMEIER M. (2021): Novel technologies and their application for protected area management: a supporting approach in biodiversity monitoring. In: SURATMAN MN (Ed.): *Protected area management – recent advances*. ISBN 978-1-83969-813-2. IntechOpen Publishing, London, UK. DOI: 10.5772/intechopen.99889.
- DEJEAN T., VALENTINI A., DUPARC A., PELLIER-CUIT S., POMPANON F., TABERLET P. & MIAUD C. (2011): Persistence of environmental DNA in freshwater ecosystems – *PLoS ONE*, 6(8), <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0023398>
- GORIŠKI Š., STANKOVIĆ D., SNOJ A., KUNTNER M., JEFFERY W. R., TRONTELJ P., PAVIČEVIĆ M., GRIZELJ Z., Năpăruș-Aljančić M. & Aljančić G. (2017): Environmental DNA in subterranean biology: Range extension and taxonomic implications for *Proteus* – *Sci Rep*, 7, <https://doi.org/10.1038/srep45054>
- KAHL S., WOOD C. M., EIBL M. & KLINCK H. (2021): BirdNET: A deep learning solution for avian diversity monitoring – *Ecological Informatics*, 61, <https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2021.101236>
- MACHER T.-H., SCHÜTZ R., HÖRREN T., BEERMANN A. J. & LEESE F. (2022): It's raining species: Rainwash eDNA metabarcoding as a minimally invasive method to assess tree canopy invertebrate diversity – *BioRxiv*, <https://doi.org/10.1101/2022.03.24.485661>
- NAVARRO N., MONTUIRE S., LAFFONT R., STEIMETZ E., ONOFREI C. & ROYER A. (2018): Identifying Past Remains of Morphologically Similar Vole Species Using Molar Shapes – *Quaternary*, 1(3), 20, <https://doi.org/10.3390/quat1030020>
- PACZKOWSKI S. & JAEGER D. (2021): Cost Comparison of Drone and Foot Based Early Bark Beetle Detection. Dans *The 2nd International Electronic Conference on Forests – Sustainable Forests: Ecology, Management, Products and Trade – MDPI*, <https://doi.org/10.3390/iecf2021-10792>
- PASCHER, K., ŠVARA, V. & JUNGMEIER M. (2022): Environmental DNA-Based Methods in Biodiversity Monitoring of Protected Areas: Application Range, Limitations, and Needs – *Diversity*, 14(6): 463, <https://doi.org/10.3390/d14060463>
- TABERLET P., COISSAC E., HAJIBABAEI M. & RIESEBERG L. H. (2012): Environmental DNA - *Molecular Ecology*, 21(8): 1789–1793. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2012.05542.x>
- USHIO M., FUKUDA H., INOUE T., MAKOTO K., KISHIDA O., SATO K., MURATA K., NIKAIIDO M., SADO T., SATO Y., TAKESHITA M., IWASAKI W., YAMANAKA H., KONDOH M. & MIYA M. (2017): Environmental DNA enables detection of terrestrial mammals from forest pond water – *Molecular Ecology Resources*, 17(6): 63-75. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12690>

**Abb. 94:**  
**Auftakt der Artenjagd**  
 – Dirigiert von Heinz  
 Mayer und Susanne  
 Glatz-Jorde. Foto:  
 Ch. Komposch, ÖKO-  
 TEAM, 15.07.2022



**Abb. 95:**  
**Mit Spannung wurde**  
**am Ende des zweiten**  
**Tages die Hochrech-**  
**nung erwartet. Bilanz-**  
**buchhalterin der**  
**Artenvielfalt ist**  
**Susanne Glatz-Jorde.**  
 Foto: Ch. Komposch,  
 ÖKOTEAM,  
 16.07.2022



**Abb. 96:**  
**Zahlreiche Teilneh-**  
**merinnen und Teil-**  
**nehmer haben sich**  
**für die Hochrechnung**  
**im Nockstadl versam-**  
**elt. Foto: J. Lam-**  
**precht, ÖKOTEAM,**  
 16.07.2022



Die fachliche Planung, Unterstützung und Begleitung der Veranstaltung erfolgte durch die beiden Fachbüros E.C.O. und ÖKOTEAM – Institut für Tierökologie und Naturraumplanung, technisch unterstützt durch die Biosphärenparkverwaltung im Auftrag vom „Verein Entwicklung Biosphärenpark Nockberge“.

## Anschriften der Autorinnen und Autoren

|   |  |  |   |
|---|--|--|---|
| DI Susanne Glatz-Jorde,<br>MSc<br>( <i>korrespondierender Autor</i> )<br>Ines Schäfer, MSc<br>Mag. Tobias Köstl   | E.C.O. – Institut für Ökologie<br>Lakeside B07, 9020 Klagenfurt<br>am Wörthersee   | <a href="mailto:glatz-jorde@e-c-o.at">glatz-jorde@e-c-o.at</a><br><a href="mailto:koestl@e-c-o.at">koestl@e-c-o.at</a><br><a href="mailto:schaefer@e-c-o.at">schaefer@e-c-o.at</a>   |    |
| Mag. Dr. Christian<br>Komposch<br>( <i>korrespondierender Autor</i> )<br>Julia Lamprecht, MSc<br>( <i>korrespondierender Autor</i> )<br>Mag. Dr. Herbert C. Wagner          | ÖKOTEAM – Institut<br>für Tierökologie und<br>Naturraumplanung<br>Bergmannsgasse 22, 8010 Graz<br>Kasmanhuberstraße 5,<br>9500 Villach | <a href="mailto:c.komposch@oekoteam.at">c.komposch@oekoteam.at</a><br><a href="mailto:lamprecht@oekoteam.at">lamprecht@oekoteam.at</a><br><a href="mailto:heriwagner@yahoo.de">heriwagner@yahoo.de</a>   |     |
| FH-Prof. Mag. Dr. Michael<br>Jungmeier<br>( <i>korrespondierender Autor</i> )<br>Vanessa Berger, MSc<br>Dr. Vid Švara, MSc<br>Ilja Svetnik, MSc<br>Mag. Stephanie Wohlfahrt | Fachhochschule Kärnten,<br>UNESCO Chair on Sustainable<br>Management of Conservation<br>Areas, Europastraße 4,<br>A-9524 Villach       | <a href="mailto:M.Jungmeier@fh-kaernten.at">M.Jungmeier@fh-kaernten.at</a><br><a href="mailto:V.Berger@fh-kaernten.at">V.Berger@fh-kaernten.at</a><br><a href="mailto:v.svara@fh-kaernten.at">v.svara@fh-kaernten.at</a><br><a href="mailto:i.svetnik@fh-kaernten.at">i.svetnik@fh-kaernten.at</a><br><a href="mailto:wohlfahrt@wildoekologie.at">wohlfahrt@wildoekologie.at</a> |     |
| Wolfgang Dämon  | Oberfeldstraße 9, 5113 St.<br>Georgen bei Salzburg   | <a href="mailto:wolfgang@mykodata.net">wolfgang@mykodata.net</a>   |   |
| Evelin Delev  | Naturwissenschaftlicher<br>Verein für Kärnten<br>Herbertstraße 3,<br>9020 Klagenfurt   | <a href="mailto:magiceve@gmx.net">magiceve@gmx.net</a>   |   |
| Martina Pörtl, MSc  | Universalmuseum Joanneum<br>Studienzentrum Naturkunde<br>Weinzöttlstraße 16, 8045 Graz   | <a href="mailto:martina.poertl@museum-joanneum.at">martina.poertl@museum-joanneum.at</a>   |  |
| Josef Maynollo  | Klagenfurterstraße 32,<br>9500 Villach   | <a href="mailto:jmaynollo@yahoo.com">jmaynollo@yahoo.com</a>   |   |
| Christiane Boden  | Institut für Biologie der Karl-<br>Franzens-Universität Graz   | <a href="mailto:christiane.boden@edu.uni-graz.at">christiane.boden@edu.uni-graz.at</a>   |   |
| Sophia Knaus  | Institut für Biologie der Karl-<br>Franzens-Universität Graz   | <a href="mailto:sophia.knaus@edu.uni-graz.at">sophia.knaus@edu.uni-graz.at</a>   |   |
| Univ.-Prof. i. R. Dr. Roman<br>Türk   | Paris Lodron University<br>Salzburg<br>Department of Environment<br>& Biodiversity,<br>Hellbrunnerstraße 34<br>5020 Salzburg           | <a href="mailto:Roman.Tuerk@sbg.ac.at">Roman.Tuerk@sbg.ac.at</a>   |   |



|   |   |  |  |
|---|---|--|--|
| Univ.-Prof. Dipl.-Ing. Dr.<br>Kristina Sefc   | Institut für Biologie der Karl-<br>Franzens-Universität Graz<br>Universitätsplatz 2, 8010 Graz                                      | <a href="mailto:kristina.sefc@uni-graz.at">kristina.sefc@uni-graz.at</a>   |   |
| Dr. Klaus Hasenhütl   | Hasenhütl Consulting<br>Berliner Ring 40<br>AT-8047 GRAZ  | <a href="mailto:office@hasenhuetl.at">office@hasenhuetl.at</a>   |  |
| Assoc. Prof. Dr.<br>Wolfram Graf<br>Dipl.-Ing. Dr. Astrid<br>Schmid-Kloiber<br>Jakob Graf<br>Dipl.-Ing. Dr. Patrick Leitner | BOKU – Universität für<br>Bodenkultur, IHG,<br>Gregor Mendelstr. 33, 1180<br>Wien, Österreich                                       | <a href="mailto:wolfram.graf@boku.ac.at">wolfram.graf@boku.ac.at</a><br><a href="mailto:astrid.schmid-kloiber@boku.ac.at">astrid.schmid-kloiber@boku.ac.at</a><br><br><a href="mailto:patrick.leitner@boku.ac.at">patrick.leitner@boku.ac.at</a> |   |
| Johann Brandner   | Johann-Puchstraße 9<br>A-8430 Leibnitz  | <a href="mailto:johannbrandner@live.at">johannbrandner@live.at</a>   |  |
| Thomas Oswald   | Trattenweg 12/13, 8010 Graz<br>c/o Institut für Biologie der<br>Karl-Franzens-Universität<br>Graz<br>Universitätsplatz 2, 8010 Graz | <a href="mailto:psyllossi@gmx.at">psyllossi@gmx.at</a>   |  |
| Priv.-Doz. Mag. Dr.<br>Stephan Koblmüller   | Institut für Biologie der Karl-<br>Franzens-Universität Graz<br>Universitätsplatz 2, 8010 Graz                                      | <a href="mailto:stephan.koblmueeller@uni-graz.at">stephan.koblmueeller@uni-graz.at</a>   |   |
| Jonas Homburg   | Pickertweg 21, 32584 Löhne,<br>Deutschland  | <a href="mailto:jonas.homburg@gmx.de">jonas.homburg@gmx.de</a>   |  |
| Tobias Geitz  | Eichgasse 7, 35625<br>Hüttenberg,   | <a href="mailto:tobias.geitz.tg@gmail.com">tobias.geitz.tg@gmail.com</a>   |  |
| Clara Guckenbiehl   |   | <a href="mailto:clara.guckenbiehl@googlemail.com">clara.guckenbiehl@googlemail.com</a>   |  |
| Finja Strehmann   | Philipps-Universität Marburg<br>AG Naturschutz<br>Karl-von-Frisch-Straße 8<br>35043 Marburg   | <a href="mailto:finja.strehmann@biologie.uni-marburg.de">finja.strehmann@biologie.uni-marburg.de</a>   |  |
| Dr. Nikolaus Szucsich   | Naturhistorisches Museum<br>Wien/ ABOL<br>Burgring 7, 1010 Wien   | <a href="mailto:nikolaus.szucsich@nhm-wien.ac.at">nikolaus.szucsich@nhm-wien.ac.at</a>   |  |
| Felix Kraker, BSc   | Gmeinstraße 20, 8055 Graz   | <a href="mailto:felixkraker@gmx.at">felixkraker@gmx.at</a>   |  |