

Moose auf Luderplätzen im Bayerischen Wald (Deutschland)

CHRISTIAN WAGNER-AHLFS & CHRISTIAN VON HOERMANN

Zusammenfassung

Bisher gibt es nur wenige systematische Untersuchungen zu Moosen im Zusammenhang mit Tierkadavern. Dieser Artikel beschreibt die Moosflora an zwei Luderplätzen im Nationalpark Bayerischer Wald (Deutschland). Hier werden regelmäßig Tierkadaver ausgelegt und der Boden ist durch eine außergewöhnlich hohe Nährstoffkonzentration geprägt. Als typische Substrate wurden Boden, Knochen und Totholz identifiziert. Die beiden untersuchten Standorte unterschieden sich in ihrer Moosvegetation. Insgesamt ergab die Suche Arten, die in der Region weit verbreitet sind und auf typischen Substraten wachsen. Sowohl die Bodenmoose als auch die Knochenmoose sind ausgesprochene Säurezeiger. Arten mit sehr unterschiedlichen Lichtbedürfnissen wachsen sehr nahe beieinander, was darauf hindeutet, dass sich selbst bei identischem Substrat die ökologische Situation innerhalb kurzer Distanzen stark unterscheiden kann. Ganzjährige Folgekartierungen sind notwendig, um potenziell zu erwartende Splachnaceae zu erfassen.

Abstract

Only a few systematic investigations on mosses at carcasses have been performed until now. This article describes the bryophyte flora at two bait places in the Bavarian Forest National Park, Germany. At such bait places, carcasses are regularly exposed. Accordingly, the soil is characterized by an extraordinary high nutrient concentration. Typical identified substrates were soil, bones and deadwood. Both examined locations showed a different bryophyte vegetation. Overall, the examination revealed species that are prevalent in the study area, growing at typical substrates. Soil mosses as well as bone mosses are marked acidification indicators. Even in identical substrates, species with very different light requirements are growing very close together, indicating a clearly differing ecological situation within short distances. Year-round follow-up mappings of bryophytes are necessary to register potential Splachnaceae species.

Keywords: bone, cadaver, carcass, carrion, carrion nutrients, coprophilous mosses, decomposition, Splachnaceae

Einleitung

Über die Bedeutung von Tierkadavern für die Moosflora ist bisher nur wenig bekannt, mit Ausnahme der Familie der Splachnaceae, von denen für viele Arten eine Standortbindung an Dung oder verwesendes tierisches Material belegt ist. Systematische Untersuchungen zum Vorkommen von Moosen im Umfeld von Tierkadavern wurden weltweit bisher nur in Kanada durchgeführt (HOCKING 2012, WILKINSON 2005). Für Deutschland konnte eine erste explorative Studie erstmals im Rahmen einer Exkursion der Bryologisch-lichenologischen Arbeitsgemeinschaft für Mitteleuropa (BLAM) am 16.9.2022 im Bayerischen Wald durchgeführt werden. Dort werden an vier so genannten Luderplätzen seit 2012 zu Forschungszwecken regelmäßig Kadaver größerer Wildtiere wie Reh (*Capreolus capreolus*), Rotwild (*Cervus elaphus*), Wildschwein (*Sus scrofa*) und Rotfuchs (*Vulpes vulpes*) ausgelegt. Der Begriff Luderplatz stammt aus der Jägersprache: An Luderplätzen werden tote Tiere ausgelegt, um deren Überreste Fleischfressern zu überlassen (STIEGLER et al. 2020, PREMIER et al. 2021, VON HOERMANN et al. 2021). Im Rahmen einer

Tagesexkursion konnte für die Luderplätze „Glashüttenstraßl“ und „Messturm“ eine erste Basisaufnahme erstellt werden, die Anhaltspunkte für weitere umfangreichere Studien gibt.

Stand der Literatur

Die Zersetzung tierischer Substanz führt zu einem starken Eintrag von Nährstoffen in den Boden. Kadaver haben somit einen starken Düngeneffekt: ein 30-kg Kadaver trägt vier Kilogramm Stickstoff in einen Quadratmeter Boden ein. Das entspricht 100 Jahre landwirtschaftlicher Düngung (MACDONALD et al. 2014). Es entstehen in kleinem Maßstab Nährstoffinseln (hochkonzentrierte Nährstoffbereiche, cadaver decomposition islands CDI) für bodenbewohnende Bakterien, Pilze und Insekten (CARTER et al. 2007), deren Substrat sich im Nährstoffgehalt von der Umgebung unterscheidet. In den Nährstoffinseln sind die Konzentrationen an Stickstoff, Phosphor, Kalium und Natrium deutlich höher als in ihrer Umgebung (BENNINGER et al. 2008). Auf natürliche Weise entstehen solche Zersetzungsinseln z.B. durch übrig gebliebenes Aas wie z.B. nach Wolfsrissen im Yellowstone Nationalpark (WILMERS et al. 2003). Auch jüngste Bodenuntersuchungen unter Bison- und Wapitikadavern im Yellowstone Nationalpark zeigen diese Nährstoffkonzentration in der Vegetation, ebenso eine erhöhte Bodenatmung (RISCH et al. 2020). Zudem konnten in kadaverbeeinflussten Böden von den Kontrollflächen abweichende Artgemeinschaftsmuster an Bakterien und Pilzen festgestellt werden. Auch bei den Insekten zeigten Orte mit ausgedehnten Zersetzungsinseln eine erhöhte Biodiversität nekrophiler Käfer (VON HOERMANN et al. 2021). An 21 ehemaligen Kadaverauslegeplätzen im Nationalpark Bayerischer Wald konnte HAMMERMEISTER (2020) bereits im 4-Meter-Abstand von der CDI einen signifikant höheren Deckungsgrad bei den säuretoleranten Pflanzen im Vergleich zu 21 Kontrollstandorten im Zeitraum von nur ein bis zwei Jahren nach der Kadaverexposition zeigen. Dies unterstreicht den bereits oben beschriebenen Effekt des rasch verfügbaren Nährstoffimpulses ausgehend von der Kadaverresource auf die Vegetation (RISCH et al. 2020). Beide Arbeiten, sowohl im Yellowstone-Nationalpark (RISCH et al. 2020) als auch im Nationalpark Bayerischer Wald (HAMMERMEISTER 2020), beleuchten die Bedeutung heterotropher Nekromasse für die Biomasse und Diversität der umgebenden autotrophen Vegetation, ganz im Sinne des vorgelegten Rahmenplans von BENBOW et al. (2018) für eine umfassende und vollständige Betrachtung der Nekromasse im Ökosystem.

Eine Literaturrecherche ergab, dass – mit Ausnahme von Splachnaceae - bisher kaum bryologische Forschung in Bezug zu Kadavern durchgeführt wurde. Eine Web of Science Suche für den Begriff „moss“ in Kombination mit Begriffen „skull“ (Schädel), „bone“ (Knochen), „carcass“ (Kadaver) und „carrion“ (Kadaver) ergeben insgesamt nur sechs relevante Treffer, deren Inhalte in der folgenden Übersicht zusammengefasst werden.

Splachnaceae

Umfangreich ist die Literatur für die dungliebenden Moose („coprophilous mosses“). Kennzeichnend ist die Familie der Splachnaceae mit den drei Gattungen *Tetraplodon*, *Tayloria* und *Splachnum*. Splachnaceae wachsen auf organischem Material wie Dung, Gewöllen, Tierleichen und Knochen, wobei sich die einzelnen Arten in ihren Ansprüchen unterscheiden (FRAHM 2018, OCHYRA 2021): *Splachnum* und *Tayloria* benötigen Dung von Herbivoren. *Tetraplodon* sp. wächst auf Knochen oder Gewölle von Greifvögeln, das Knochen und Haare enthält. Beispielsweise wird *Tetraplodon mnioides* von CYKOWSKA (2005) als „coprophil moss“ bezeichnet, das auch auf toten Mäusen gefunden wurde.

Für diese Besonderheit sind mehrere Faktoren verantwortlich. Splachnaceae-Sporen können auf Untergrund mit erhöhtem Mineralsalz- und Stickstoffgehalt und dementsprechend erhöhtem osmotischem Druck keimen (KOPONEN 1990). OCHYRA et al. (2021) betonen die Rolle der Anreicherung von Stickstoff im Substrat: „splachnacean mosses are typical nitrophytes“.

Splachnaceae sind eine der wenigen Moose, die durch Insekten verbreitet werden. Um Dungfliegen (Scatophagidae) anzulocken, bedienen sie sich einer Kadaver-Mimikri. Sie geben flüchtige organische Verbindungen wie Dimethyldisulfid DMDS, Buttersäure oder Essigsäure ab, um Fliegen anzulocken (STUDLAR 2007, MARINO 2009, BENBOW 2016). Diese Lockstoffe werden von der Apophyse abgegeben, dem unteren verdickten Teil der Sporenkapsel (KOPONEN 1990). Die Fliegen kommen in der Hoffnung, einen geeigneten Platz zur Eiablage vorzufinden, nehmen dabei die Sporen des Moores auf und transportieren diese zu anderen Dunghaufen. Jede Splachnaceae-Art lockt spezifische Fliegenarten an, wobei eine Moosart von bis zu 17 verschiedenen Fliegenarten angesteuert wird (MARINO 1991).

Tote Lachse: Untersuchungen in Kanadas Wäldern

Die einzigen Untersuchungen, die nicht auf Splachnaceae fokussieren, sondern die gesamte Moosvegetation von Kadaverstandorten in den Blick nehmen, stammen aus Kanada. An der dortigen Pazifikküste wurde untersucht, welchen Einfluss tote Lachse auf das Wachstum von Moosen haben (WILKINSON et al. 2005). Lachse werden bei ihren Herbstwanderungen flussaufwärts zu den Laichplätzen von Bären gefangen, wobei etliche Lachskadaver in den umgebenden Wäldern liegenbleiben. Der Waldboden ist weitgehend von Moos der Arten *Rhytidiadelphus loreus*, *Hylocomium splendens* und *Sphagnum girgensohnii* bedeckt.¹ Die Autoren untersuchten die Stickstoff-Isotopenverteilung und den Stickstoffgehalt mehrerer Vergleichsflächen mit und ohne Lachskadavern. Dabei zeigte sich, dass direkt bei Knochenresten von Lachsen des Vorjahrs die Moose einen höheren Stickstoffgehalt hatten, der eindeutig auf die Lachse zurückzuführen war. HOCKING (2012) bestätigt, dass Moose den Stickstoff aus Lachskadavern für ihr Wachstum nutzen.

Insgesamt ergibt sich, dass die Artenvielfalt an Moosen dort erhöht ist, wo Lachse liegen. Auch stickstoffliebende Arten kommen dort häufiger vor. Der Stickstoffeinfluss macht sich deutlich bei Moosen bemerkbar, die direkt auf dem Humus wachsen.

Beim epiphytisch wachsenden *Rhizomnium glabrescens*, das von Holz geerntet wurde, spielt die Nähe zu Lachs kaum eine Rolle. Eine mögliche Erklärung ist, dass epiphytische Moose den Stickstoff primär aus der Luft bzw. über Regenwasser aufnehmen und der stark erhöhte Stickstoff im Boden für die Epiphyten kaum verfügbar ist. Ein vergleichsweise geringer Anteil wird aber über flüchtige organische Verbindungen in die Luft abgegeben und ist somit auch für Epiphyten zugänglich.

Schädelmoose

Die Literaturrecherche führte interessanterweise auch zu einem medizinhistorischen Aspekt: Moose auf menschlichen Knochen. Im Mittelalter wurden Moose, die auf Totenschädeln wuchsen, als besonders heilungskräftige Medizin verwendet (DUFFIN 2022). Bereits Paracelsus schrieb 1536 über „das Mies auf den toten köpfen“, und auch andere Autoren widmeten sich dem „Moß von Totenkopf“ oder „Hirnschedel-Mooß“. Mit der Nomenklatur war man nicht immer ganz exakt - auch Flechten wurden unter diesen Oberbegriffen geführt.

Apotheker platzierten Totenschädel an feuchten Stellen, damit sie von Waldmoosen besiedelt werden. Auch die gezielte Kultur war bekannt: Moose wurden von Steinen geerntet, getrocknet, mit Wein zu einer Paste verknetet und auf Totenschädeln verstrichen, um dort einen Moostepich zu

¹ Als seltener Arten wurden untersucht: *Pellia neesiana*, *Rhizomnium glabrescens*, *Kindbergia oregana*, *Conocephalum conicum*, *Sphagnum squarrosum*

bilden. Um welche Moosarten es sich dabei handelte, ist nicht genau bekannt. Von den historischen Mooschädeln, die in einigen europäischen Pharmaziesammlungen liegen, wurde bisher nur von einem Exemplar aus dem Natural History Museum in London eine Artenbestimmung durchgeführt. Auf dem Schädel wuchsen *Homalothecium sericeum* und *Ptychostomum capillare*. Ein Schädelmoos („Muscus ex cranio humano“), das in einer britischen Pflanzenmonographie von 1636 abgebildet ist, wird als *Tetraplodon mnioides* interpretiert (EDWARDS 1992).



Abb. 1: Das Schädelmoos aus einem Pflanzenbuch von 1636 ist möglicherweise *Tetraplodon mnioides* (GERARD 1636).

Untersuchungsgebiete

Die zwei untersuchten Luderplätze liegen im Nationalpark Bayerischer Wald. Da der Bayerische Wald ein Silikatgebirge ist (hauptsächlich Gneis und Granit), sind die Wälder durch leicht saure Braunerden charakterisiert.

Der **Luderplatz Glashüttenstraßl** (48.882244 °N, 13.524264 °E WGS84) ist eine kleine Lichtung in einem Mischwald aus Rotbuchen *Fagus sylvatica* und Fichten *Picea abies* (HAMMERMEISTER 2020). Ein umgestürzter Baum mit bloßliegendem Wurzelteller bot frisches Substrat für Pionierpflanzen.

Zum Zeitpunkt der Exkursion war kein frischer Kadaver ausgelegt. Im Umkreis von 5 Metern waren zahlreiche alte Knochen verteilt. Identifiziert wurde der Kiefer eines Hirsches, andere Knochen wurden keinen bestimmten Tierarten zugeordnet.



Abb. 2: Der Luderplatz „Glashüttenstraßl“ (Foto: Wagner-Ahlf).s).

Der **Luderplatz Messturm** (48.946725 °N, 13.419737 °E WGS84) liegt in einem Fichtenwald *Picea abies*. Eine Lichtung von ca. 10 Meter Durchmesser war durch eine niedrige Strauchvegetation mit *Vaccinium myrtillus* geprägt. Offener Boden ist nur direkt an wenigen Stellen vorhanden. Vereinzelt Knochen waren in der Bodenvegetation verstreut, ebenso war Totholz vorhanden. Am Luderplatz war zum Zeitpunkt der Begehung ein 7 Tage alter Rehkadaver (weiblich, adult, 24 kg, Wildunfallrehe) deponiert, der als Schutz gegen Verschleppung an einem Pfosten befestigt war. Moose wurden im Umkreis von ca. 5 Metern um den Kadaver gesammelt.



Abb. 3: Der Luderplatz „Messturm“ mit angepflocktem Rehkadaver (Foto: Wagner-Ahlf).s).

Funde

Tab. 1 listet die Moosfunde vom Luderplatz Glashüttenstraße auf.

Art	Sporogone	Substrat	Herbarbeleg (H)/Feldbeobachtung (F)
<i>Brachythecium rutabulum</i>	Ja	Holunder	H Wagner-Ahlfs
<i>Ceratodon purpureus</i>		Hirsch-Unterkiefer	H Wagner-Ahlfs
<i>Ceratodon purpureus</i>		Knochen	H Wagner-Ahlfs
<i>Dicranella heteromalla</i>		Boden	F
<i>Dicranodontium denudatum</i>		Boden	F
<i>Dicranum montanum</i>		Frisches Totholz	F Christine Daute
<i>Dicranum scoparium</i>		Boden	F
<i>Diplophyllum albicans</i>		Boden	H Wolfgang Schwarz
<i>Funaria hygrometrica</i>	Ja	Hirsch- Unterkiefer	H Wagner-Ahlfs
<i>Grimmia trichophylla</i>		Granit im Boden	H Wolfgang Schwarz
<i>Herzogiella seligeri</i>		Hirsch- Unterkiefer	H Wagner-Ahlfs
<i>Hypnum cupressiforme</i>	Ja	Boden	H Wolfgang Schwarz
<i>Jochenia pallescens</i>	Ja	Hainbuche	H Wagner-Ahlfs
<i>Lewinskya affinis</i>	Ja	Holunder	F
<i>Lophocolea heterophylla</i>		Boden	H Wagner-Ahlfs
<i>Plagiochila asplenoides</i>		Boden	H Wolfgang Schwarz
<i>Plagiothecium curvifolium</i>		Boden	F Christine Daute
<i>Plagiothecium denticulatum</i>		Boden	F Christine Daute
<i>Pleuridium subulatum</i>		Wurzelteller	H Wagner-Ahlfs
<i>Pogonatum aloides</i>	Ja	Rohboden am Loch mit Unterkiefern	H Wagner-Ahlfs
<i>Pogonatum urnigerum</i>		Wurzelteller	H Wagner-Ahlfs
<i>Polytrichum formosum</i>		Boden	F
<i>Polytrichum juniperinum</i>		Boden	F
<i>Ptilidium pulcherrimum</i>		Frisches Totholz	F Christine Daute
<i>Pulvigeria lyelii</i>		Rinde	H Wolfgang Schwarz
<i>Pylaisia polyantha</i>	Ja	Boden	H Wolfgang Schwarz
<i>Racomitrium heterostichum s.str.</i>	Ja	Granit im Boden	H Wolfgang Schwarz
<i>Rhizomnium punctatum</i>		Totholz stark zersetzt	H Wolfgang Schwarz
<i>Tetraphis pellucida</i>		Hirsch-Unterkiefer	F
<i>Ulota crispa s.str.</i>	Ja	Rinde Totholz	H Wolfgang Schwarz



Abb. 4: Knochen mit *Funaria hygrometrica* (fruchtend) und *Ceratodon purpureus* (Foto: Wagner-Ahlfs).



Abb. 5: Hirsch-Unterkiefer mit *Ceratodon purpureus* (Foto: Wagner-Ahlfs).



Abb. 6: Knochen (Rothirsch-Unterkiefer) in einem Polster aus *Polytrichum formosum* (Foto: Wagner-Ahlfs).

Tab. 2: führt die Moosfunde vom Luderplatz Messturm auf.

Art	Sporogonen	Substrat	Herbarbeleg (H)/Feldbeobachtung(F)
<i>Blepharostoma trichophyllum</i>		Totholz	H Wagner-Ahlfs
<i>Brachythecium rutabulum</i>		Boden	F
<i>Dicranella heteromalla</i>		Boden	F
<i>Dicranodontium denudatum</i>		Totholz	F
<i>Dicranoweisia cirrata</i>		Totholz	H Wagner-Ahlfs
<i>Dicranum scoparium</i>	ja	Boden	H Wolfgang Schwarz
<i>Dicranum scoparium</i>		Totholz	H Wagner-Ahlfs
<i>Dicranum tauricum</i>		Hainbuche Stammbasis	H Wagner-Ahlfs
<i>Kindbergia praelonga</i>		Boden	F
<i>Lepidozia reptans</i>		Totholz	H Wagner-Ahlfs
<i>Pleurozium schreberi</i>		Boden	F
<i>Polytrichum formosum</i>		Boden	F
<i>Riccardia palmata</i>	ja	Totholz	H Wagner-Ahlfs
<i>Sphagnum girgensohnii</i>		Wirbelknochen	H Wagner-Ahlfs



Abb. 7: *Sphagnum girgensohnii* auf einem Wirbelknochen am Luderplatz Messturm (Foto: Wolfgang Schwarz).

Diskussion

Die beiden Standorte waren von humosem Boden, Knochen, Totholz und lebenden Bäumen als vorherrschende Substrate gekennzeichnet. Die Moosvegetation unterscheidet sich je nach Substrat. Im Folgenden wird die typische Ökologie der Arten entsprechend der Standardliteratur charakterisiert (ATHERTON et al. 2010, MEINUNGER & SCHRÖDER 2007, NEBEL & PHILIPPI 2001). Die Aussagekraft der Zeigerwerte nach ELLENBERG (ELLENBERG et al. 2001, zitiert nach SCHMIDT et al. 2011) ist umstritten, unter anderem weil sie nur eine Aussage für die direkte Mikroumgebung der Moospflanze zulassen. Aber da es sich hier um die Untersuchung von sehr begrenzten

Standorten von wenigen Metern Durchmesser handelt, ist eine Interpretation vor allem der R-Werte gut zu begründen.

Boden: Markant am Luderplatz Glashüttenstraßl waren die dichten Teppiche aus

- *Polytrichum formosum*, in dem viele Knochen lagen. Die Art ist kennzeichnend für saure Böden: R2 (Starksäure-/Säurezeiger).

Auch die anderen Arten wachsen auf kalkfreien, häufig sauren Böden:

- *Dicranella heteromalla* R2 (Starksäure-/Säurezeiger): auf offenen lehmigen oder sandigen Böden
- *Dicranodontium denudatum* R2 (Starksäure-/Säurezeiger): auf morschem Holz, Rohhumus, Torf und feuchten Silikatfelsen. Schattige Standorte der Mittelgebirge.
- *Dicranum scoparium* R4 (Säure-/Mäßigsäurezeiger): auf unterschiedlichsten Substraten, weit verbreitet
- *Diplophyllum albicans* R2 (Starksäure-/Säurezeiger): Lebermoos kalkfreier Böden
- *Grimmia trichophylla* R5 (Mäßigsäurezeiger): wächst auf kalkfreiem Gestein
- *Hypnum cupressiforme* R4 (Säurezeiger): häufige Art auf Erdboden, Gestein und Baumstämmen
- *Lophocolea heterophylla* R3 (Säurezeiger): Lebermoos vor allem typisch für morsches Holz, selten auch auf Erde
- *Plagiochila asplenoides* R6 (Schwachsäurezeiger): Lebermoos auf nährstoffreichen und humosen Waldböden
- *Plagiothecium curvifolium* R2 (Starksäure-/Säurezeiger): kalkmeidend, auf feuchten Waldstandorten
- *Plagiothecium denticulatum* R5 (Mäßigsäurezeiger): kalkmeidend, an feuchten Standorten vor allem an Baumbasen
- *Pogonatum aloides* R3 (Säurezeiger) kalkmeidendes Erdmoos. Pionierpflanze auf offenen geneigten Stellen
- *Polytrichum juniperinum* R3 (Säurezeiger): eher trockene Standorte wie Sand, Humus und erdbedeckte Steine
- *Ptilidium pulcherrimum* R2 (Starksäure-/Säurezeiger): vor allem epiphytisch, aber auch auf Totholz und anderen sauren organischen Substraten. In den Mittelgebirgen weit verbreitet.
- *Racomitrium heterostichum* R1 (Starksäurezeiger): ist auf kalkfreiem silikatischem Gestein zu erwarten. Der Boden der Luderplätze weist Granitstrukturen auf.

Etwas aus dem Rahmen fällt *Pylaisia polyantha* mit R7 als Schwachsäure-Schwachbasenzeiger. Die Art ist ein typischer Epiphyt basenreicher und eutrophierter Borke und ist nicht auf einem sauren Waldboden zu erwarten. Eine mögliche Erklärung wären Untersuchungen von CARTER et al. (2007, 2008, 2010). Sie zeigen, dass in Böden unter einem Kadaver anfänglich der pH-Wert auf 8 oder 9 steigt, bevor er dann in den sauren Bereich wechselt.

Am Luderplatz Messturm kamen deutlich weniger Arten vor. Auch wenn die vorgefundenen Arten ebenfalls säuregebunden sind, unterscheidet sich das Artenspektrum vom Luderplatz Glashüttenstraßl:

- *Dicranum scoparium* (s.o.) R4 (Säure-/Mäßigsäurezeiger)
- *Brachythecium rutabulum* R? nährstoffliebendes Moos mit großer ökologischer Amplitude. Wächst auf verschiedensten Substraten, eines der häufigsten Moose Deutschlands überhaupt.

- *Kindbergia praelonga* R5 (Mäßigsäurezeiger): mag feuchte, (halb)schattige Standorte auf verschiedenen Substraten. Häufig in Fichtenforsten.
- *Pleurozium schreberi* R2 (Starksäure-/Säurezeiger). Häufiges Bodenmoos in Nadelwäldern.
- *Polytrichum formosum* R2 (Starksäure-/Säurezeiger) Häufiges Waldbodenmoos ursprünglich der Silikatgebiete, aber ebenso häufig in oberflächlich versauerten Nadelforsten der Kalkgebiete

Knochen: Die am Luderplatz Glashüttenstraßl vorgefundenen Moose sind alle typisch für mehr oder weniger saure Standorte. Auf unterschiedlichen Knochen wurden Arten mit verschiedenen Lichtansprüchen identifiziert. Es kommt sowohl *Ceratoron purpureus* (Volllichtpflanze) als auch *Tetraphis pellucida* (Schattenpflanze) vor. Das ist ein Hinweis darauf, dass sich selbst bei identischem Substrat die ökologische Situation innerhalb kurzer Distanzen – vermutlich weniger Dezimeter – stark unterscheiden kann.

- *Ceratoron purpureus* L8 (Volllichtpflanze) F2 (Trockniszeiger) R?. Häufiges Moos mit Schwerpunkt Offenland, aber auch im Wald vorkommend. Wächst auf nahezu allen Substraten, auch auf Knochen.
- *Funaria hygrometrica*, L8 (Volllichtpflanze) K5 F6 (Frische-/Feuchtezeiger) R6 (Schwachsäurezeiger) Waldbindung, aber Schwerpunkt Offenland. Substrat: Boden und Totholz. Benötigt nährstoffreiche Substrate, typische Pflanze alter Feuerstellen
- *Herzogiella seligeri*. L5 (Halbschattenpflanze) F5 (Frischezeiger) R4 (Säurezeiger). Waldbindung: geschlossener Wald. Auf allen Substraten, aber typisch für verrottende Baumstümpfe und stark morsches Totholz (NEBEL & PHILIPPI 2001)
- *Tetraphis pellucida* L3 (Schattenpflanze) F6 (Frische-/Feuchtezeiger) R1 (Starksäurezeiger) Waldbindung, aber Schwerpunkt Offenland bevorzugt schattig luftfeuchte und ausgeglichene temperierte Standorte. Kalkmeidend, wächst auf sauren Böden, Gestein und Totholz.

Am Luderplatz Messturm wurde nur eine Art auf einem Wirbelknochen identifiziert: *Sphagnum girgensohnii* ist ein für Mittelgebirge typisches Torfmoos der Fichtenwälder, das im Bayerischen Wald häufig vorkommt.

Weniger aussagekräftig dürften Substrate sein, die nicht direkt mit den Kadavern bzw. freigesetzten Nährstoffen in Kontakt kommen:

Lebende Bäume: Hier wachsen Epiphyten (Glashüttenstraßl: *Jochenia pallescens*, *Lewinskya affinis*, *Ulotia crispa*), deren Vorkommen primär durch die artentypischen Eigenschaften der Rinde des Trägergehölzes bestimmt wird und dann von weiteren Faktoren wie Alter des Trägergehölzes, Luftfeuchtigkeit und Nährstoffversorgung über den Regen abhängt.

Totholz: *Rhizomnium punctatum* (Glashüttenstraßl) ist ein typischer Bewohner stark zersetzter Baumschubstoffe; das Lebermoos *Blepharostoma trichophyllum* (Messturm) wächst ebenfalls typischerweise auf Totholz und zum Teil auch auf sauren Stammbasen und Böden. *Ulotia crispa* (Glashüttenstraßl) ist ein typischer Epiphyt lebender Gehölze, der noch einige Zeit nach Umstürzen eines Baumes weiter auf der Rinde lebt.

Dungmoose: Schirmmoose der Familie Splachnaceae, die eigentlich für diese Standorte zu erwarten sind, wurden nicht gefunden. Die naheliegende Erklärung ist, dass der vorangegangene Sommer sehr trocken war und deshalb die Sporen nicht keimen konnten. Aus dem Bayerischen Wald sind folgende sechs Arten bekannt (MEINUNGER & SCHRÖDER 2007): *Tayloria serrata*, *T. splachnoides*, *T. tenuis*, *Tetraplodon mnioides* (verschollen), *Splachnum ampullaceum* und *S. sphaericum* (verschollen). In Folgejahren ist also durchaus mit Funden von Splachnaceae an Luderplätzen zu rechnen.

Fazit

An moostragenden Substraten lässt sich bei den Luderplätzen unterscheiden: Boden, Knochen, Totholz sowie lebende Gehölze (diese wurden aber nicht systemisch abgesucht). Die beiden untersuchten Standorte unterscheiden sich in ihrer Moosvegetation. Insgesamt ergab die Suche Arten, die in der Region weit verbreitet sind und auf typischen Substraten wachsen. Die vorgefundenen Bodenmoose und auch die Knochenmoose sind ausgesprochene Säurezeiger. Nahe beieinander wachsen Arten, die für sehr unterschiedliche Lichtverhältnisse charakteristisch sind (Volllichtpflanzen und Schattenpflanzen), was darauf hindeutet, dass sich selbst bei identischem Substrat die ökologische Situation innerhalb kurzer Distanzen stark unterscheiden kann.

Die Biotopaufnahme kann nur einen ersten Eindruck geben. Folgekartierungen zu anderen Jahreszeiten sowie im Folgejahr sind notwendig, um potenziell zu erwartende Splachnaceae zu erfassen. Eine systematische Untersuchung ist sinnvoll, die einen Vergleich zur Bodenvegetation der Umgebung einschließt.

Dank

Wir danken Christine Daute, Wolfgang Schwarz und Dietmar Teuber. Sie waren Teil der Kartierungsgruppe und haben ihre Fundangaben, Fotos und Herbarmaterial zur Verfügung gestellt. Ulrich Teuber und Christian Dolnik haben einige kritische Moose bestimmt. Stefan Gey hat einen ersten Entwurf des Manuskripts kommentiert.

Nomenklatur der Moose

Die Nomenklatur folgt HODGETTS et al. (2020).

Literatur

- ATHERTON, I., BOSANQUET, S., LAWLEY, M. (eds) 2010. Mosses and Liverworts of Britain and Ireland - a field guide. British Bryological Society
- BENBOW, M. E., TOMBERLIN, J. K., TARONE, A. M. (Eds.) 2016. Carrion Ecology, Evolution, and their Applications. CRC Press Boca Raton
- BENBOW, M. E., BARTON, P. S., ULYSHEN, D., BEASLEY, J. C., DEVAULT, T. L. et al. 2018. Necrobiome framework for bridging decomposition ecology of autotrophically and heterotrophically derived organic matter, *Ecological Monographs* **100**: 1–26
- BENNINGER, L. A., CARTER D. O., FORBES, S. L. 2008. The biochemical alteration of soil beneath a decomposing carcass, *Forensic Science International* **180**: 70–75
- CARTER, D. O., YELLOWLEES, D., TIBBETT, M. 2007. Cadaver decomposition in terrestrial ecosystems, *Naturwissenschaften* **94**: 12 – 24
- CLARK, M. A., WORRELL, M. B. and PLESS, J. E. 2007. Postmortem changes in soft tissues. In: HAGLUND, W. D. and SORG, M. H. (eds.), *Forensic Taphonomy: The Postmortem Fate of Human Remains*. Pp. 151–164. Boca Raton, FL: CRC Press.
- CARTER, D. O., YELLOWLEES, D. AND TIBBETT, M. 2008. Temperature affects microbial decomposition of cadavers (*Rattus rattus*) in contrasting soils. *Applied Soil Ecology* **40**: 129–137.

- CARTER, D. O., YELLOWLEES, D. and TIBBETT, M. 2010. Moisture can be the dominant environmental parameter governing cadaver decomposition in soil. *Forensic Science International* **200**: 60–66.
- CYOWSKA, B. 2005. *Tetraplodon mnioides* (Bryopsida, Splachnaceae) in the Tatra National Park (Poland). *Polish Botanical Journal* **50**(2): 159–161
- DUFFIN, C. J. 2022. ‘The periwig of a dead cranium’: medicinal skull moss. *Pharmaceutical Historian* **52**/3: 75–85
- EDWARDS, S. R. 1992. Mosses in English Literature. British Bryological Society, Special vol. 4
- FRAHM, J.-P. 2018. *Biologie der Moose*. Springer Berlin
- GERARD, J. 1636. *The herball or generall historie of plantes*. London.
- ETH-Bibliothek Zürich. Shelf Mark: Rar 50. Persistent Link: <https://doi.org/10.3931/e-rara-9876>
- HAMMERMEISTER, K. 2020. Einfluss von Kadaverexposition auf Waldpflanzengemeinschaften, Universität Göttingen in Kooperation mit dem Nationalpark Bayerischer Wald, Bachelor thesis
- HOCKING, MORGAN D., REYNOLDS, JOHN D. 2012. Nitrogen uptake by plants subsidized by Pacific salmon carcasses: a hierarchical experiment. *Can. J. of Forest Research* 11 April, <https://doi.org/10.1139/x2012-045>
- HODGETTS, N. G., SÖDERSTRÖM, L., BLOCKEEL, T. L., CASPARI, S., IGNATOV, M. S., KONSTANTINOVA, N. A., LOCKHART, N., PAPP, B., SCHRÖCK, S., SIM-SIM, M., BELL, D., BELL, N. E., BLOM, H. H., BRUGGEMAN-NANNENGA, M. A., BRUGUÉS, M., ENROTH, J., FLATBERG, K. I., GARILLETI, R., HEDENÄS, L., HOLYOAK, D. T., HUGONNOT, V., KARIYAWASAM, I., KÖCKINGER, H., KUČERA, J., LARA, F. & PORLEY, R. D. 2020. An annotated checklist of bryophytes of Europe, Macaronesia and Cyprus, *Journal of Bryology* **42**(1): 1–116.
- VON HOERMANN, C., LACKNER, T., SOMMER, D., HEURICH, M., BENBOW, M. E., & MÜLLER, J. 2021. Carcasses at fixed locations host a higher diversity of necrophilous beetles. *Insects* **12**(5): 412.
- KOPONEN, A. 1990. Entomophily in the Splachnaceae. *Botanical Journal of the Linnean Society* **104**: 1–3, 115–127, <https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.1990.tb02214.x>
- MACDONALD, B. C., FARRELL, M., TUOMI, S., BARTON, P. S., CUNNINGHAM, S. A., MANNING, A. D. 2014. Carrion decomposition causes large and lasting effects on soil amino acid and peptide flux, *Soil Biology and Biochemistry* **69**: 132–140
- MARINO, P., RAGUSO, R., and GOFFINET, B. 2009. The ecology and evolution of fly dispersed dung mosses (Family Splachnaceae): Manipulating insect behaviour through odour and visual cues. *Symbiosis* **47**: 61–76.
- MARINO, P. C., 1991. Dispersal and coexistence of mosses (Splachnaceae) in patchy habitats. *Journal of Ecology* **79**: 1047–1060
- MEINUNGER, L. & SCHRÖDER, W. 2007. *Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands, Bd 2*. Hrsg. Oliver Dürhammer. Eigenverlag der Regensburgischen Botanischen Gesellschaft von 1790 e.V., Regensburg
- NEBEL, M. & PHILIPPI, G. (Hrsg) 2001. *Die Moose Baden-Württembergs Bd. 1-3*. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart
- OCHYRA, R., JUKONIENE, I., PLÁŠEK, V. SPRAINAITYTE, S. 2021. New European discovery of *Splachnum pensylvanicum* (Bryophyta, Splachnaceae) in Lithuania, with taxonomic notes and a review of its world distribution. *Plants* **10**: 2823. <https://doi.org/10.3390/plants10122823>
- PREMIER, J., GAHBAUER, M., LEIBL, F., & HEURICH, M. 2021. In situ feeding as a new management tool to conserve orphaned Eurasian lynx (*lynx lynx*). *Ecology and Evolution* **11**(7): 2963–2973.

- RISCH, A. C., FROSSARD, A., SCHÜTZ, M., FREY, B., MORRIS, A. W., BUMP, J. K. 2020. Effects of elk and bison carcasses on soil microbial communities and ecosystem functions in Yellowstone, USA, *Functional Ecology* **34**: 1933–1944
- SCHMIDT, M., KRIEBITZSCH, W.-U., EWALD, J. (Red.). 2011. Waldartenliste der Farn- und Blütenpflanzen, Moose und Flechten Deutschlands. BfN-Skripten 299. Bonn – Bad Godesberg
- STIEGLER, J., VON HOERMANN, C., MÜLLER, J., BENBOW, M. E., & HEURICH, M. 2020. Carcass provisioning for scavenger conservation in a temperate forest ecosystem. *Ecosphere* **11**(4): e03063.
- STUDLAR, S. M., and BYERS, E. A. 2007. *Splachnum ampullaceum* Hedw. (Dung Moss): Second report from the Allegheny Mountains of West Virginia. *Evansia* **24**(1): 10–14
<https://doi.org/10.1639/0747-9859-24.1.10>
- WILKINSON, C. E., HOCKING, M. D. and REIMCHEN, T. E. 2005. Uptake of salmon-derived nitrogen by mosses and liverworts in coastal British Columbia. *Oikos* **108**: 85–98.
- WILMERS C. C., CRABTREE R. L., SMITH D. W., MURPHY K. M., GETZ W. M. 2003. Trophic facilitation by introduced top predators: grey wolf subsidies to scavengers in Yellowstone National Park. *Journal of Animal Ecology* **72**: 909–916

Anschriften der Autoren

CHRISTIAN VON HOERMANN

¹Ökologische Station Fabrikschleichach, Universität Würzburg, Glashüttenstr. 5, D-96181 Rauhenebrach

E-Mail: christian.hoermann-von-und-zu-guttenberg@uni-wuerzburg.de

²Sachgebiet Forschung und Naturschutz, Nationalparkverwaltung Bayerischer Wald, Freyunger Str. 2, D-94481 Grafenau

E-Mail: Christian.vonHoermann@npv-bw.bayern.de

CHRISTIAN WAGNER-AHLFS,

Projensdorfer Str. 100K, D-24106 Kiel

E-Mail: wagnerahlfs@gmail.com