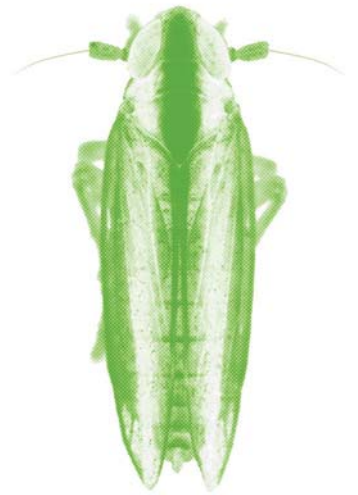


Zoozönotik und Ökologie der Zikadenfauna in Mooren des Böhmerwaldes



Lydia Schlosser

**Lydia Schlosser - Zoozönotik und Ökologie der
Zikadenfauna in Mooren des Böhmerwaldes**

Masterarbeit zur Erlangung des akademischen
Grades Mag. rer. nat.

Betreuer: PD Mag. Dr. Werner Holzinger
Institut für Zoologie, Karl-Franzens-Universität Graz

Graz, Jänner 2012



1	Einleitung und Fragestellung	6
2	Der Böhmerwald – Eine allgemeine Einführung.....	8
2.1	Allgemeines zum Böhmerwald	8
2.1.1	Naturraum Böhmerwald	8
2.1.2	Untersuchungsgebiet	9
2.2	Entstehung, Geologie	11
2.2.1	Variszische Orogenese	11
2.2.2	Alpidische Orogenese und Verwitterungen im Tertiär	12
2.2.3	Eiszeiten	12
2.3	Boden	14
2.4	Klima	15
2.4.1	Temperatur	15
2.4.2	Niederschläge.....	16
2.4.3	Frost, Eis und Schnee	17
2.4.4	Nebel	17
2.4.5	Wind	17
2.4.6	Immissionen	18
2.5	Raum und Landschaftsgeschichte	18
2.6	Naturschutzsituation des Böhmerwaldes im Dreiländereck	20
3	Moore.....	21
3.1	Allgemeines - Definition und Funktion	21
3.2	Moore in Österreich bzw. im Böhmerwald und ihre Entstehung.....	22
3.3	Moortypen.....	22
3.3.1	Minerogene Moore (Niedermoore)	23
3.3.1.1	Topogene (morphogene) Moore.....	23
3.3.1.1.1	Verlandungsmoore	23
3.3.1.1.2	Versumpfungsmoore	25
3.3.1.1.3	Überflutungsmoore	27
3.3.1.2	Soligene (rheogene) Moore	28
3.3.1.2.1	Überrieselungsmoore	28
3.3.1.2.2	Quellmoore	30
3.3.1.2.3	Durchströmungsmoore.....	31
3.3.2	Ombro-minerogene Moore – Übergangsmoore.....	32
3.3.2.1	Übergangsmoore.....	32
3.3.3	Ombrogene Moore	34
3.3.3.1	Hochmoore – Regenmoore	34
4	Zikaden – Eine kurze Einführung	37
4.1	Zikaden in Mooren Mitteleuropas.....	39
4.1.1	Zikaden der Hoch- und Zwischenmoore	40
4.1.2	Zikaden der Nieder- und Quellmoore	41
4.2	Zikaden in österreichischen Mooren	44
4.3	Zikaden als Bioindikatoren	45
5	Material und Methode	46
5.1	Untersuchungsflächen – Auswahl und Beschreibung	46
5.1.1	Bayrische Au.....	49
5.1.2	Semmelau	55
5.1.3	Moarhanslwiese.....	59
5.1.4	Stadlau	63

5.1.5	Moor am Iglbach	68
5.1.6	Mooswiesen-Torfau	72
5.1.7	Deutsches Haidl.....	77
5.1.8	Orchideenwiese.....	82
5.2	Untersuchungsdesign, Präparation und Bestimmung	86
5.2.1	Streifnetz- oder Kescherfang (sweep netting).....	86
5.2.2	Barberfallen (pitfall traps)	86
5.2.3	Saugfang (Suction samples).....	87
5.2.4	Präparation und Bestimmung	88
5.3	Durchführung.....	89
5.4	Datenanalyse	99
5.5	Methodenkritik.....	99
5.5.1	Fangmethodik.....	99
5.5.2	Probefläche Orchideenwiese	99
5.5.3	Auswertung	99
6	Ergebnisse.....	100
6.1	Anmerkungen zur Auswertung	100
6.2	Datenübersicht	101
6.2.1	Gesamt-Dominanz-Kurve	108
6.2.2	Artenzahl und Zahl adulter Individuen aller Probeflächen.....	108
6.3	Phänologie	109
6.3.1	Gesamtübersicht	109
6.3.2	Zikadendichte	110
6.3.3	Mittlere Artenzahl	111
6.4	Verzeichnis der nachgewiesenen Arten.....	116
6.5	Artengemeinschaften der Moore	124
7	Diskussion	139
7.1	Bemerkenswerte Arten.....	139
7.1.1	Phänologie der dominanten Arten.....	152
7.2	Zikaden-Artengemeinschaften der Moore des Böhmerwaldes.....	154
7.2.1	Clusteranalyse	154
7.2.1.1	Vergleich der Zikadenzönosen auf Basis der Artidentität (Index nach Lance & Williams):	154
7.2.1.2	Vergleich der Zikadenzönosen auf Basis der Dominanzidentität (Pearson-Korrelation).....	156
7.3	Geschätzte Gesamtartenzahl.....	158
7.4	Fehlende tyrphobionte Zikadenarten.....	159
7.5	Naturschutzfachliche Bewertung der untersuchten Moore.....	159

Dank

Ich danke allen, die das Zustandekommen dieser Arbeit unterstützt haben!

Ganz besonders danke ich Priv.-Doz. Mag. Dr. Werner E. Holzinger für die Einführung in die Welt der Zikaden und für die großartige Unterstützung. Weiters danke ich dem gesamten ÖKOTEAM (Institut für Tierökologie und Naturraumplanung) für die Möglichkeit der Bürobe nützung. Besonderer Dank gilt auch dem Biologiezentrum in Linz, insbesondere Mag. Fritz Gusenleitner bin ich für die Bereitstellung eines Arbeitsplatzes zu großem Dank verpflichtet. Des Weiteren danke ich der Oberösterreichischen Umweltschutzbehörde (Mag. Dr. Mario Pöstinger) für die Daten zum Moorentwicklungskonzept und dem Forstamt des Stiftes Schlägl für die gute Zusammenarbeit und die Ausstellung der Fahrgenehmigung, ohne welche die Arbeit in diesen Gebieten nicht möglich gewesen wäre. Ich möchte mich auch recht herzlich für die gute Kooperation, die Bereitstellung wichtigen Datenmaterials und für die Erteilung der Genehmigung des Projektes beim Land Oberösterreich (Abt. Naturschutz: Mag. Stefan Guttmann, Mag. Manfred Hageneder; Digitale Orthofotos: Abt. Geoinformation und Liegenschaft – Gruppe DORIS; Klimadaten der Messstation Schöneben: Abt. Umweltschutz) bedanken. Mag. Dr. Christian Komposch danke ich für die Clusteranalyse, Mag. Gernot Kunz für die Zikadenfotos und den Büros coopNATURA (Mag. Claudia Ott) und grün integral (DI Wolfgang Hacker) für das bereitgestellte Datenmaterial. Besonderer Dank gebührt Prof. Karl Zimmerhackl für seine Unterstützung in allen Bereichen dieser Arbeit.

In jeglicher Hinsicht bedanke ich mich bei meinen Freunden und Freundinnen und bei meiner Familie, vor allem für die Begleitung bei den vielen Exkursionen, die Hilfe bei einigen Grafiken, das Korrekturlesen und die seelische und finanzielle Unterstützung!

Zusammenfassung

Ziel dieser Arbeit war eine Bestandsaufnahme der Zikadenfauna in den Mooren des österreichischen Böhmerwaldes und eine naturschutzfachliche Bewertung dieser Flächen. Als Basis für die Auswahl der untersuchten Moore wurde das Moorentwicklungskonzept der Oberösterreichischen Umweltanwaltschaft herangezogen. Im Zeitraum Mai bis September 2011 wurden 14 Flächen ein Mal pro Monat mittels Saugfang (modifizierter Laubsauger, „G-Vac“), Kescher und Barberfallen beprobt. Da die Ausbeute an Zikaden aus den Saugfängen sehr hoch war, wurden im Rahmen dieser Arbeit nur die Saugfänge ausgewertet. Dabei wurden 24.391 Individuen, davon 21.042 adult, aus mind. 114 Arten nachgewiesen. Die erfasste Zikadenfauna entspricht ca. 80 % der geschätzten Gesamtartenzahl der Böhmerwaldmoore.

Die häufigsten Arten, die auf allen Probeflächen nachgewiesen werden konnten, und mit einer Dominanz von über 10 % auftreten, sind *Conomelus anceps* und *Muellerianella extrusa*. Die Zikadendichten und Artenzahlen schwanken zwischen den Monaten und Flächen teils beträchtlich. So lag die niedrigste Dichte im Juni im Deutschen Haidl bei 4,4 ($\pm 0,9$) Individuen/m² und die höchste Dichte wurde im Juli in der Semmelau mit 560,9 ($\pm 90,4$) Individuen/m² festgestellt. Die niedrigste mittlere Artenzahl wurde im August im Deutschen Haidl mit 1,3 ($\pm 0,6$) Arten und die höchste im Juli in der Semmelau mit 31 ($\pm 2,6$) Arten dokumentiert. Generell weisen die extensiv bewirtschafteten Flächen (in der Regel eine späte Mahd pro Jahr) etwas höhere Arten- und Individuenzahlen auf als die gänzlich unbewirtschafteten Flächen. Jedoch ist die Anzahl der Rote-Liste-Arten auf diesen dafür etwas höher. Auch die Artzusammensetzung der Zikadenzönosen auf den extensiv bewirtschafteten Gebieten unterscheidet sich von jener der unbewirtschafteten Gebiete. Welche Arten wo und in welcher Dominanz vorkommen, hängt hauptsächlich vom Auftreten der Nährpflanzen auf den Flächen ab. Natürlich spielen auch das Mikroklima und die Höhenlage eine wesentliche Rolle.

Der Anteil der Rote-Liste-Arten beträgt mit 44 Arten ca. 39 %. Darunter befinden sich zwei vom Aussterben bedrohte (*Stroggylocephalus livens* und *Sorhoanus xanthoneurus*) und 12 stark gefährdete Arten. Die Arten *Eupteryx signatipennis*, *Cicadula rubroflava*, *Cicadula saturata*, *Doliotettix lunulatus* und *Endria nebulosa* konnten im Rahmen dieser Arbeit in Österreich zum ersten Mal nachgewiesen werden. Zusätzlich wurden 61 Arten in Oberösterreich erstmals erfasst. Die Untersuchungsflächen beheimaten vier Arten, deren Vorkommen ausschließlich auf Moore beschränkt ist. Diese tyrphobionten Arten sind *Cixius similis*, *Kelisia vittipennis*, *Stroggylocephalus livens* und *Sorhoanus xanthoneurus*. Zikadenkundlich betrachtet sind die naturschutzfachlich bedeutendsten Moore innerhalb der untersuchten Standorte des Böhmerwaldes das Deutsche Haidl, das Moor am Iglbach, die Semmelau und die Stadlau.

Abstract

The main goals of this diploma thesis are a faunistic survey of the plant- and leafhopper fauna of peat bogs and wetlands of the Austrian Bohemian Forest („Böhmerwald“), and an evaluation of the nature conservation value of these areas. The selection of the studied habitats was based on the peat bog developing concept of the Upper Austrian Environmental Advocacy. From Mai to September 2011, 14 areas have been sampled once a month, using suction sampler („G-Vac“), sweepnet and pitfall traps. As the amount of the leaf- and planthoppers collected by suction sampler was very high, only these samples were studied. The studie is based on 24.391 hopper specimens (21.042 adults) from 114 species. The Auchenorrhyncha species collected represent approximately 80 % of the estimated total number of species of the peat bogs of the Bohemian Forest.

The most abundant species, with a predominance of more than 10 %, are *Conomelus anceps* and *Muellerianella extrusa*. They were found in all study sites. The hopper densities and species numbers show hig variation within months and study sites. The lowest density was found in June in the „Deutsches Haidl“ with $4.4 (\pm 0.9)$ individuals/m² and the highest density was established in July in the „Sammelau“ with $560.9 (\pm 90.4)$ individuals/m². The lowest mean number of species was detected in August in the „Deutsches Haidl“ with $1.3 (\pm 0.6)$ species and the highest in July in the „Sammelau“ with $31 (\pm 2.6)$ species. In general, the extensively managed areas (usually one late mowing once a year) show slightly higher numbers of species and individuals than the totally uncultivated areas. However, the number of Red-List-species on these areas is a little higher. Also the species composition of Auchenorrhyncha communities on the extensively managed areas differs from that of the uncultivated regions. The species composition and their dominance pattern depend mainly on the occurrence of food plants. Of course, also micro-climate and altitude play crucial roles.

44 species, representing approximately 39 %, belong to the Red-List-species. Two species are critically endangered (*Stroggylocephalus livens* and *Sorhoanus xanthoneurus*) and 12 are endangered. Furthermore, the species *Eupteryx signatipennis*, *Cicadula rubroflava*, *Cicadula saturata*, *Doliotettix lunulatus* and *Endria nebulosa* are first records for Austria, and another 61 species were found in Upper Austria for the first time. Four strictly tyrphobiotic species were recorded: *Cixius similis*, *Kelisia vittipennis*, *Stroggylocephalus livens* and *Sorhoanus xanthoneurus*. The most important peat bogs, concerning nature conservation value for Auchenorrhyncha, are the „Deutsches Haidl“, „Moor am Iglbach“, „Sammelau“ and the „Stadlau“.

1 EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG

Moore – einst mystische Orte und als Ödland vom Menschen lange gemieden – gehören heute zu den bedrohtesten Lebensräumen der Erde. Besiedelung durch den Menschen, Brenntorfgewinnung, Entwässerung, die Umwandlung zu land- und forstwirtschaftlich genutzten Flächen und aktuell, der Klimawandel, führten zum massiven Verschwinden dieser wertvollen Ökosysteme. In Österreich sind seit Beginn der Industrialisierung etwa 90 % dieser Feuchtlebensräume verschwunden (GÖTTLICH 1990, UMWELTANWALTSCHAFT 2009, DIERßEN & DIERßEN 2001). Bedenkt man, dass es sich dabei um Jahrtausende alte Lebensräume handelt, welche Heimat seltener und bedrohter Tier- und Pflanzenarten sind und welche eine wichtige Rolle im Landschaftswasserhaushalt und für das Weltklima spielen, so sollte das Verschwinden dieser Ökosysteme zum kritischen Nachdenken anregen. Es handelt sich dabei auch um historische Archive längst vergangener Zeiten – die Moorbildung in Mitteleuropa liegt über 10.000 Jahre zurück (HUTTER et al. 1997, JOOSTEN & CLARKE 2002, STEINER 1992, 2005a).

Auch im Böhmerwald, ein ca. 200 km langer Mittelgebirgszug, welcher sich über das Dreiländereck Deutschland, Tschechien und Österreich erstreckt, konnten Moore entstehen (ENGLEDER 2001, FUCHS et al. 2007). Das feucht-kühle Klima, die flache Geländeform und die alten abdichtenden Verwitterungsdecken über dem sauren Grundgestein ermöglichten diesen Prozess (KRISAI & SCHMIDT 1983, KRISAI 2005, STEINER 2005b).

Der Böhmerwald ist das größte zusammenhängende Waldgebiet Mitteleuropas – geprägt v. a. durch den geschichtlichen Wandel. Ab dem 17. Jahrhundert waren es hauptsächlich Köhlerbetriebe und Glashütten, und im 19. Jahrhundert eine intensive Wiesenweidewirtschaft und eine extensive Waldweidewirtschaft, welche das Gebiet veränderten. Zu Zeiten des Eisernen Vorhanges war das Grenzgebiet lange Zeit Sperrzone und wurde auch später nur dünn besiedelt. Heute ist der Böhmerwald sowohl in Deutschland und Tschechien, als auch in Österreich Teil des Natura-2000-Netzwerkes der Europäischen Union (DUNZENDORFER 1974, FUCHS et al. 2007, HUBLEIN et al. 2007, ÖSTERREICHISCHE NATURSCHUTZJUGEND HASLACH 1992).



Abb. 1: Bayrische Au (D. Hammerschmid)

Seit 2008 arbeitet die Oberösterreichische Umweltschutzbehörde an einem Moorentwicklungskonzept für Oberösterreich wodurch bekannt ist, dass auch im österreichischen Böhmerwald und in seinen südlichen Ausläufern noch einige Moore erhalten sind. Die Moorkartierung der Oberösterreichischen Umweltschutzbehörde diente als Basis für die Auswahl der Probeflächen.

Ziel dieser Arbeit ist eine naturschutzfachliche Bewertung ausgewählter Moorflächen mittels der Indikatorgruppe Zikaden (Auchenorrhyncha). Zikaden spielen eine bedeutende Rolle in den komplexen Nahrungsnetzen unserer Ökosysteme (HOLZINGER 2009a, 2009b). Sie sind als Bioindikatoren sehr gut geeignet, da sie äußerst abhängig von den Eigenschaften ihres Lebensraumes sind und somit relativ kleinräumig und kurzfristig auf Veränderungen ihrer Umwelt reagieren. Weiters sind sie durch ihre hohen Arten- und Individuenzahlen gut erfassbar und können auch dort als Indikatoren dienen, wo andere Tiergruppen nur sehr gering vertreten sind. In den letzten Jahren wurden Zikaden vermehrt als Indikatoren v.a. für naturschutzfachliche Bewertungen im Grünland eingesetzt (ACHTZIGER et al. 2012), auch ihre Biologie (Lebenszyklus, Nährpflanze, ...) ist schon sehr detailliert erforscht (NICKEL 2003). Der Zikadenartenbestand in den Mooren Mitteleuropas ist grundsätzlich relativ gut untersucht. Die Forschungsarbeiten beruhen jedoch überwiegend auf Streifnetzfängen, wodurch keine Daten zu tatsächlichen Abundanz in diesem Lebensraum bekannt sind (NICKEL et al. 2002).

Obwohl diese Indikatorgruppe im Allgemeinen zwar schon relativ gut erforscht ist, fehlen aber immer noch einige Daten bezüglich ihrer Verbreitung und gerade Oberösterreich wurde bisher zikadenkundlich nur wenig untersucht (HOLZINGER 2009a). Aus diesem Grund sind weitere Ziele dieser Arbeit eine Vervollständigung des Arteninventars für Oberösterreich und auch für ganz Österreich, die Erfassung und Analyse von Bestandsdichten und Artenzahlen auf unterschiedlichen Flächen und im jahreszeitlichen Verlauf (Phänologie) sowie eine mögliche Abhängigkeit dieser von Bewirtschaftungsformen. Weiters sollten die Artgemeinschaften der Moore und typische moorbewohnende Arten herausgearbeitet werden.

2 DER BÖHMERWALD – EINE ALLGEMEINE EINFÜHRUNG

2.1 ALLGEMEINES ZUM BÖHMERWALD

Eine frühe Erwähnung des deutschen Namens für den Böhmerwald ist bereits im Jahr 1010 in der Regensburger Schenkungsurkunde zu finden. Darin heißt es, dass König Heinrich II. dem Passauer Kloster Niedernburg das Gebiet schenkt, das von den Flüssen Ilz und Rodel, von der Donau und dem „Nortuualt“ („Nordwald“) begrenzt wird. Diese Urkunde gilt zwar als eine Fälschung, doch geht es hier um die Erwähnung des „Nordwaldes“ und somit um die Geburtsurkunde des Böhmerwaldes. Die Bezeichnung „Böhmerwald“ ist jedenfalls spätestens um 1700 gängig. Wir treffen auf die „Böhmischen Wälder“ bei Schiller (1781) und auch auf Landkarten dieser Zeit wird das Waldgebiet als „Böhmische Waldungen“ definiert (SONNLEITNER 1987).

2.1.1 Naturraum Böhmerwald

Die Abgrenzung des Böhmerwaldes (tschechisch „Šumava“) ist je nach Literaturquelle etwas unterschiedlich. Nach FUCHS et al. (2007) ist dieser ein ca. 200 km langer Mittelgebirgszug, der sich in nordwestlich-südöstlicher Richtung in der Grenzregion zwischen Bayern, Böhmen und dem nördlichsten Teil Oberösterreichs erstreckt (s. Abb. 2). Es handelt sich dabei um das größte zusammenhängende Waldgebiet Mitteleuropas, welchem folglich vor allem aus naturschutzfachlicher Sicht hohe Bedeutung zukommt (ENGLEDER 2001, FUCHS et al. 2007).

Durch die immer breiter werdenden Verebnungsflächen im Osten erhält der Böhmerwald den Charakter einer Hochfläche (FUCHS et al. 2007). Diese plateauähnlichen Flächen verfügen über eine hohe wasserstauende Kraft und sind somit für die Moorbildung eine ideale Voraussetzung (DUNZENDORFER 1974).

Eine weitere Bedeutung kommt dem Böhmerwaldhauptkamm als zentraleuropäische Wasserscheide zu. Nach Norden entwässern die Bäche in das Moldau-Elbe-System und nach Süden in Richtung Donau (DUNZENDORFER 1974). Die höchsten Erhebungen befinden sich im Norden (FUCHS et al. 2007) mit dem Plöckenstein (1378 m) oder dem Hochficht (1337 m) und auf bayerischer Seite mit dem Arber (1457 m) (DUNZENDORFER 1974). Der Böhmerwald weist eine Abdachung gegen Südosten auf (ENGLEDER 2001) und die meisten Hänge sind süd-, südost-, südwestorientiert (DUNZENDORFER 1974).

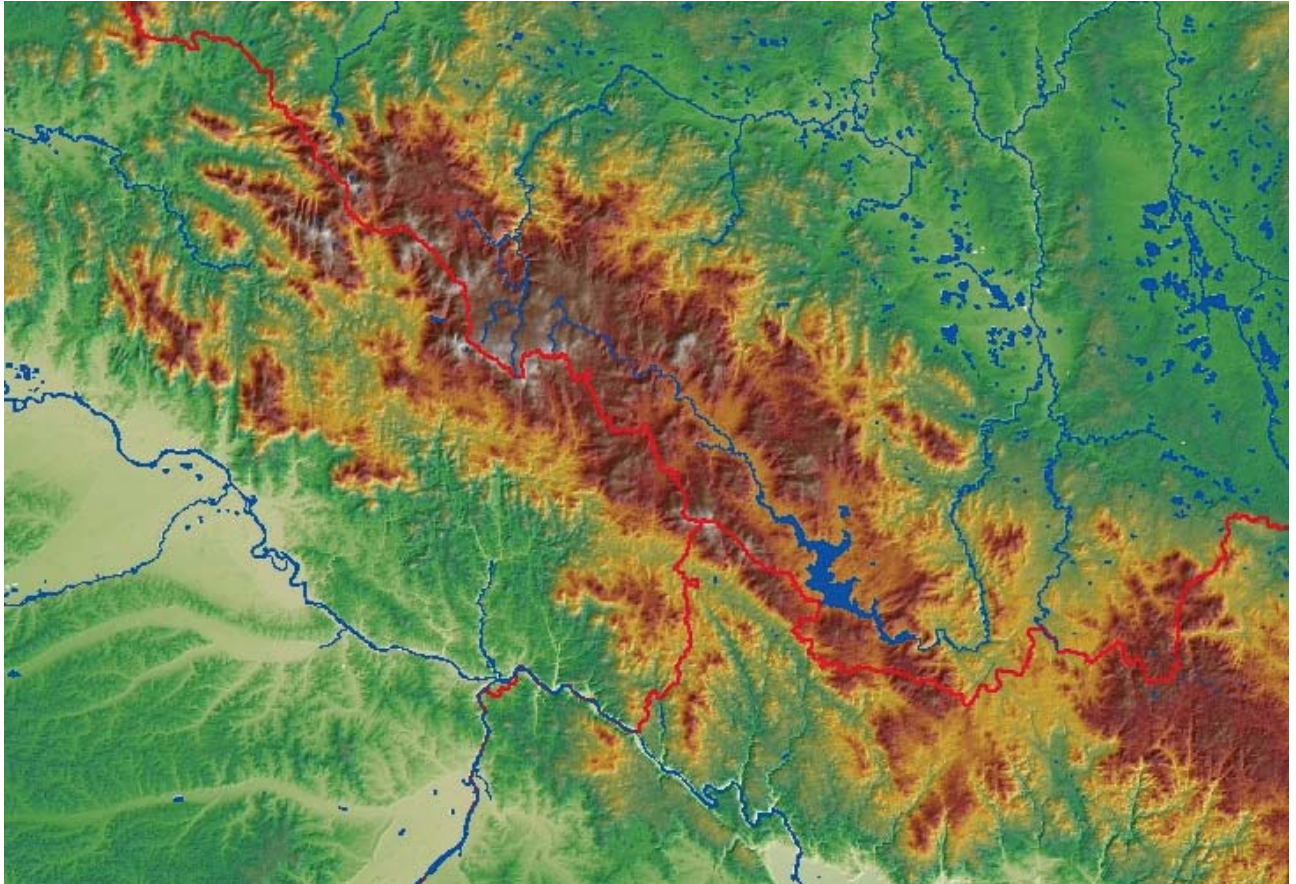


Abb. 2: Topographie des Böhmerwaldes in der Dreiländerregion Tschechien, Deutschland und Österreich (wikipedia 1)

2.1.2 Untersuchungsgebiet

Das Untersuchungsgebiet dieser Arbeit bezieht sich auf den österreichischen Teil des Böhmerwaldes. Im Leitbild für Natur und Landschaft (FUCHS et al. 2007) wird der österreichische Anteil am Böhmerwald in drei räumlich getrennte Teilflächen aufgegliedert, die sich durch den Verlauf der Staatsgrenze im Norden und der südlich angrenzenden Kulturlandschaft ergeben. Dies sind in etwa 11.000 ha – geschätzt 8 % des gesamten Naturraums Böhmerwald. Sie beinhalten den „Hohen Böhmerwald“, dessen nördlichster Ausgangspunkt das Dreiländereck ist und sich über die Gemeinden Schwarzenberg bis Schlägl erstreckt. Im allgemeinen Verständnis wird diese größte Teilfläche mit dem Böhmerwald identifiziert. Weiter südöstlich liegen die Teilflächen „Hinterwald“ und „Sternwald“, welche über Tschechien mit dem Böhmerwald verbunden sind (s. Abb. 3).

Südlich wird die Raumeinheit „Böhmerwald“ durch die „Südlichen Böhmerwaldausläufer“ begrenzt (s. Abb. 4). Diese Raumeinheit umfasst die Hügelländer des nordwestlichen Mühlviertels (600–900 m), strukturiert durch die Tallandschaften der Kleinen Mühl, der Großen Mühl, der Steinernen Mühl und der Großen Rodl (ENGLEDER 2007).

Erwähnt wird die Raumeinheit an dieser Stelle, da die untersuchten Moore (s. Tab. 6) nicht nur auf die Raumeinheit „Böhmerwald“ (hier insbesondere auf den „Hohen Böhmerwald“) beschränkt vorkommen, sondern auch teilweise in den „Südlichen Böhmerwaldausläufern“ liegen.

Raumeinheit Böhmerwald

Legende:

- Bezirksgrenzen
- Gemeindegrenzen
- Raumeinheitsgrenzen
- Raumeinheit Böhmerwald

Bearbeitung: Michael Strauch
Planausgabe: September 2007



2 0 2 4 Kilometers

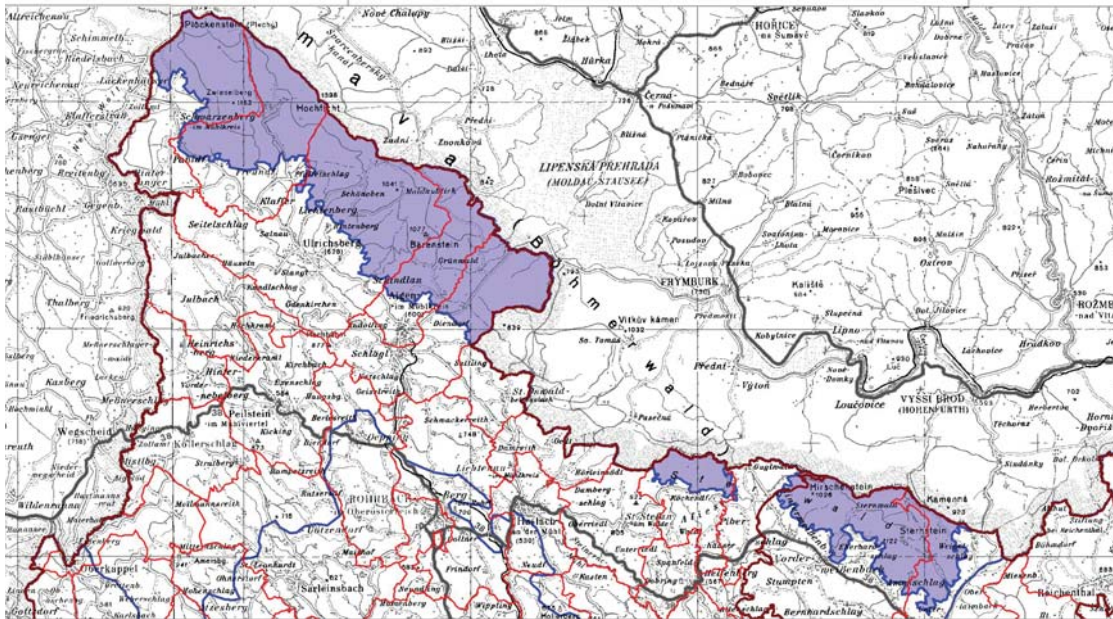


Abb. 3: Raumeinheit „Böhmerwald“ (LAND OBERÖSTERREICH o.J.a)

Raumeinheit Südliche Böhmerwaldausläufer

Legende:

- Bezirksgrenzen
- Gemeindegrenzen
- Raumeinheitsgrenzen
- Raumeinheit Südliche Böhmerwaldausläufer

Bearbeitung: Michael Strauch
Planausgabe: September 2007



5 0 5 Kilometers

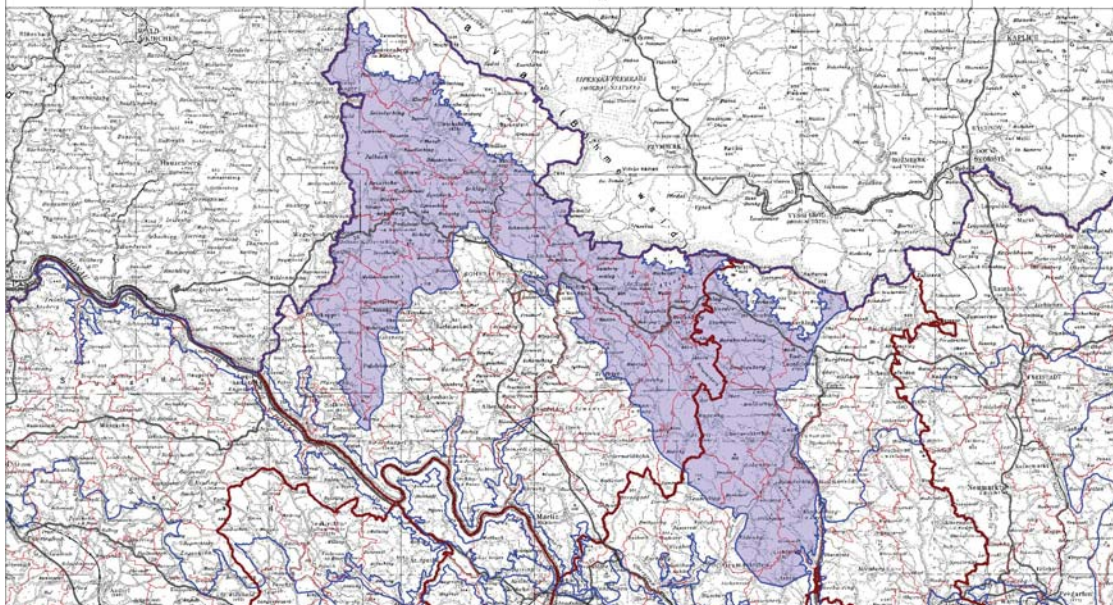


Abb. 4: Raumeinheit „Südliche Böhmerwaldausläufer“ (LAND OBERÖSTERREICH o.J.a)

2.2.1 Variszische Orogenese

Der Böhmerwald ist Teil des Granit- und Gneishochlandes der Böhmisches Masse (ENGLEDER 2001), deren Grundstock vor bereits 550 Mio. Jahren aufgebaut wurde (FUCHS et al. 2007). Die Böhmisches Masse wiederum ist Teil eines einstmals gewaltigen Gebirges – den Varisziden. Sie wurden aufgefaltet, als im Karbon der Südkontinent Gondwana mit dem Nordkontinent Laurasia kollidierte und den Superkontinent Pangäa bildete (ENGLEDER 2001). Man nennt dies die variszische Orogenese (vor etwa 360–290 Mio. Jahren, FUCHS et al. 2007). Der Gebirgsgürtel der Varisziden nahm zu dieser Zeit weite Teile des heutigen West- und Mitteleuropas ein. Das Gebirge wird in Zonen eingeteilt, wobei die entstehungsgeschichtlich älteste Südzone das Moldanubikum – nach Donau und Moldau benannt – ist (s. Abb. 5). Die variszische Gebirgsbildung war für die Böhmisches Masse die letzte entscheidende tektonische Durchbewegung. Es kam zu Faltungen, Überschiebungen, Intrusionen und Metamorphosen (ENGLEDER 2001).

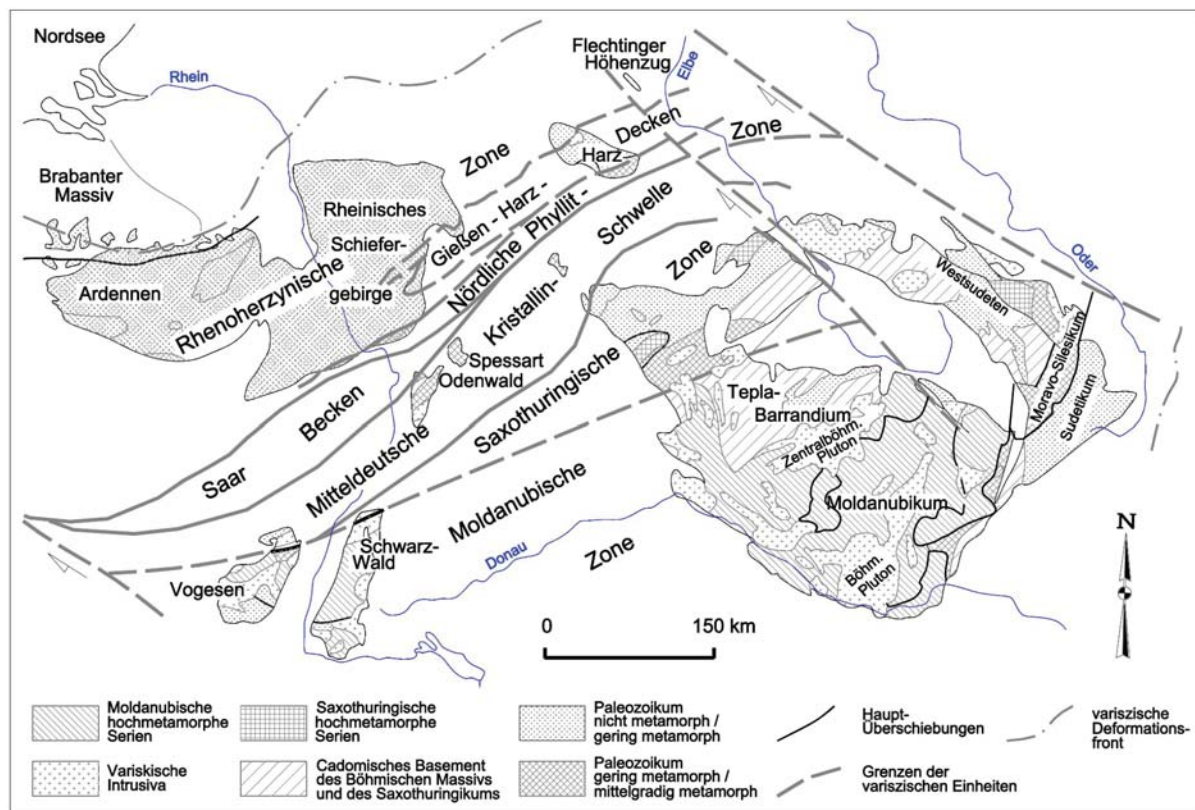


Abb. 5: Gliederung der mitteleuropäischen Varisziden (wikipedia 2)

Der Kristallinsockel der Böhmisches Masse zerfiel in Schollen und so kam es zur Bildung großer Störungszonen (OBERHAUSER 1980). Die in Nordwest-Südost-Richtung (herzynisch) verlaufende Störung ist die sogenannte „Pfahlstörung“. Heute folgt ihr die Große Mühl. Die zweite große herzynische Störung ist die südlicher gelegene „Donaustörung“ und beide Störungslinien werden östlich von der variszisch streichenden (Nordost-Südwest-verlaufend) „Rodlstörung“ geschnitten (DUNZENDORFER 1974).

Zusätzlich drangen mächtige Magmamassen an die Oberfläche und durchschlugen das „alte Dach“ des Böhmerwaldes. Ihre verwitterten Reste aus Eisgarner und Weinsberger Granit sind heute auf den höchsten Erhebungen des Böhmerwaldes, wie dem Plöckenstein, dem Hochficht, Dreisesselberg und dem Bärnstein zu finden (SONNLEITNER 1987).

Nach der variszischen Gebirgsbildung begann die Abtragung des Gebirges. Nach ENGLER (2001) fand schon bis zum Ende des Paläozoikums, im Perm, eine vollkommene Einrumpfung statt. Im Mesozoikum dürften Meeres-Transgressionen die südliche und südwestliche Böhmisches Masse nicht bzw. nur an ihren Rändern erfasst haben. In der Kreide ragte das Untersuchungsgebiet als Insel aus dem Meer.

2.2.2 Alpidische Orogenese und Verwitterungen im Tertiär

Mit der Auffaltung der Alpen im Tertiär kam es zu tektonischen Bewegungen im Mittelgebirge und zur Neubelebung der alten Störungen. Es kam zu einer horstartigen Hebung des Moldanubikums und in den tektonisch ruhigeren Phasen fand eine tiefgründige Verwitterung des Gesteins statt. Gefördert wurde diese durch die tropischen Klimabedingungen des Tertiärs. Die ausreichend hohen Niederschlagsmengen hatten eine chemische Verwitterung des Kristallins zur Folge (ENGLER 2001). Es bildeten sich mächtige Schuttdecken und unterirdische Wollsackverwitterungen (FUCHS et al. 2007).

2.2.3 Eiszeiten

Am Übergang vom Tertiär zum Quartär fand ein bedeutender Klimawandel statt. Das warm-gemäßigte Klima des Pliozän begann sich mit Schwankungen zu verschlechtern – das Eiszeitalter hatte begonnen (ENGLER 2001). ENGLER (l.c.) geht in seiner Arbeit davon aus, dass an den höchsten Erhebungen des Böhmerwaldes einzelne kleine Zungengletscher zu finden waren und die übrigen Bereiche von periglazialen Verhältnissen beeinflusst wurden.

KOHL (2000) spricht von eiszeitlichen Vergletscherungen im bayerisch-böhmischen Grenzgebirge um den Gr. Arber (1456 m), den gesamten Bereich zwischen Falkenstein (1312 m), Rachel (1453 m) und Lusen (1373 m), sowie vom obersten Moldaugebiet in Böhmen. Dort erwähnt er den Kubany (1362 m) und die Dreisesselberg-Plöckensteingruppe im Dreiländereck Böhmen, Bayern, Oberösterreich.

Dies bedeutet, dass eine Vergletscherung in den höchsten Lagen des Böhmerwaldes zweifelsfrei vorlag. Hinweise gibt es jedenfalls im westlichen Teil des Gebietes, weiter östlich muss die abnehmenden Gebirgshöhe und die Veränderung des Klimas miteinbezogen werden (ENGLER 2001).

Laut KOHL (2000) reicht der östliche Vergletscherungsbereich vom Dreisesselberg (1332 m) über den Plöckenstein (1378 m) zum Hochficht (1338 m) und endet an dessen Abfall zum Sattel der Schöneben. Weiter östlich gibt es gewisse geomorphologische Nachweise die auch noch eine Vergletscherung des Sternsteins (1125 m) wahrscheinlich machen.

Nach ENGLER (2001) ist während der glazialen Phasen mit mächtigen Schneehöhen zu rechnen. Auch in den Eiszeitsommern hielt sich Schnee und Firnschnee an den nord- und ostexponierten Mittelgebirgsteilen. Teilweise hinterließen die kleinen Gletscher schöne Karseen (ENGLER 2001). Einer dieser Seen auf österreichischer Seite ist der Plöckensteiner See, der einst von einer mächtigen Blockmoräne abgedämmt wurde (KOHL 2000).



Abb. 6: Plöckensteiner See im Jahr 2009 (bayerwaldler)

Die Periglazialgebiete, dh. die außerhalb der Vergletscherung gelegenen Bereiche, wurden stark vom jahreszeitlichen Rhythmus geprägt. Die Wirkung des Frostes, die Abspülung der damals vegetationsarmen Hänge und die zeitweise Trockenheit formten das heutige Landschaftsbild. Für die periglaziale Gestaltung bedeutend war auch die Auftautiefe der Permafrostböden (KÖHL 2000). Dabei handelt es sich um Dauerfrostböden, die in den kurzen Sommermonaten einige Dezimeter bis Meter tief auftauen und aufgrund der stauenden Wirkung des Bodeneises stark vernässt sind. Dadurch kann es bereits bei einer geringen Neigung (ab ca. 2 Grad) des Reliefs zum Fließen des breiigen Bodenmaterials hangabwärts kommen (ENGLEDER 2001). Dies nennt man Solifluktion oder auch Bodenrutschung (FUCHS et al. 2007). Ein weiteres Phänomen, welches auch an das Vorhandensein von Permafrost gebunden ist, ist die Kryoturbation (Froststauchung). Dabei kommt es durch den Wechsel von Gefrieren und Wiederauftauen des Bodens zu Volumsveränderungen und in der Folge zur Durchmischung des Bodens (ENGLEDER 2001). Regionaltypische Formationen im heutigen Böhmerwald sind beispielsweise Blockbildungsformen. Dabei dringt Niederschlagswasser in die primär angelegten Klüfte des Granits ein und es kommt zu einer physikalischen und chemischen Verwitterung des Gesteins. (ENGLEDER 2001).

Im Tertiär fand die chemische Verwitterung vor allem aufgrund der tropischen Bedingungen statt, wohingegen in den folgenden Eiszeiten durch Frostsprengungen und in den Auftauphasen durch das Ausspülen des Feinmaterials die heute charakteristischen Blockbildungen entstanden (ENGLEDER 2001, FUCHS et al. 2007).

Dazu gehören die kantig abgerundeten „Wollsackformen“ wie die Blockburgen. Sie sind meist in exponierter Lage, wie dem Gipfelbereich zu finden. Ein Beispiel dafür ist der Bärnstein (1077 m) in der Gemeinde Ulrichsberg (s. Abb. 7). Dort, wo die verwitterten Gesteinsformen ihre Stabilität nicht beibehalten konnten, stürzten sie um und bildeten die heutigen Blockmeere, wie das „Steinerne Meer“ (s. Abb. 8) auf der bayrischen Seite des Böhmerwaldes (ENGLEDER 2001, KÖHL 2000).



Abb. 7: Bärnstein, 1077 m – durch kaltzeitliche Solifluktion und Verwitterung freigelegte „wollsackartige“ Gipfelfelsen (Kohl 2000)



Abb. 8: „Steinernes Meer“, ein eiszeitliches Blockmeer am Böhmerwaldhauptkamm (E. Schacherl – wanderwunderwelt)

2.3 BODEN

Die Bodenqualität wird durch mehrere Faktoren bestimmt. Es entscheidet die unterschiedliche Körnung der Ausgangsgesteine (grob bis fein) über die Wasserzügigkeit oder Trockenheit des Standortes und auch die Tiefgründigkeit des Bodens beeinflusst die Bodenbonität. Die Böden im Böhmerwald sind im Allgemeinen nährstoffarm. Sie verfügen über einen hohen Kalium-Anteil, sind aber eher schlecht mit Phosphor, Magnesium und Calcium versorgt.

Das Klima und das geologische Ausgangsmaterial haben unterschiedliche Bodentypen hervorgebracht. Unter 1000 m Seehöhe kommen hauptsächlich basenarme bis saure, flach- bis mittelgründige

Felsbraunerdeböden vor. Sie haben nur ein geringes Wasserspeichervermögen und trocknen in exponierten Lagen leicht aus. In Höhen über 1000 m und in Lagen mit mehr als 1000 mm Jahresniederschlag finden sich Podsole und Semipodsole (Übergang zur Braunerde). Der Podsol-Boden ist ein stark saurer, nährstoffarmer Bodentyp, der durch die anfallende Nadelstreu zusätzlich versauert (FUCHS et al. 2007, LEBENSMINISTERIUM o.J.). Podsolierungserscheinungen treten beispielsweise in den gering geneigten, kammnahen Verebnungsflächen in den Hochlagen des Böhmerwaldes auf (DUNZENDORFER 1974).

Im Bereich von Quellvernässungen, Gräben und Mulden, also dort, wo sich das Grundwasser staut, treten meist Gleye auf und Pseudogleye führen auf den Verebnungsflächen zu Tagwasserstau. Weitere wichtige Bodentypen des Böhmerwaldes sind Moorböden und Anmoorböden. Sie kommen in Kaltluftseen bzw. in kleinen Senken an Bachläufen oder auf abflusslosen, ebenen Lagen vor. Es kommt zur Ansammlung von Mull oder Moder.

Die Bodenart im Böhmerwald ist lehmiger Sand bzw. sandiger Lehm (FUCHS et al. 2007).

2.4 KLIMA

Der Böhmerwald befindet sich im Übergangsbereich vom kontinentalen zum ozeanischen Klima. Demzufolge handelt es sich um ein Mischklima, welches unter anderem durch eine Abnahme der Niederschläge von Nordwesten nach Südosten gekennzeichnet ist. Kleinklimatisch kann das Mischklima aber stark abgewandelt sein. Beispielsweise sind Höhenrücken und Kämmе ozeanisch. Das heißt, dort herrscht kühles, feuchtes Wetter, die jährlichen Temperaturschwankungen sind gering und die Niederschläge verteilen sich gleichmäßig über das ganze Jahr. Im Gegensatz dazu stehen die kontinental geprägten Tal- und Kessellagen, welche durch größere Extremwerte gekennzeichnet sind (DUNZENDORFER 1974).

2.4.1 Temperatur

Die Südwest- und Südhänge des Böhmerwaldes sind durch die erhöhte Direktbestrahlung wärmebegünstigt. Im Bereich der 850-Meter-Höhenschichtlinie finden sich die meisten Buchen, da in den tiefer gelegenen Lagen Spätfröste die Bestände gefährden und hangaufwärts die Wärmemenge für ein geschlossenes Vorkommen der Buche nicht mehr genügt.

Für die Vegetation bedeutend ist auch die Temperaturumkehr bei Inversionswetterlage. Dies betrifft vor allem nördlich exponierte Hänge und die inneren Talkessellagen. Die schwerere kalte Luft fließt in die Tallagen und Mulden des Geländes und die leichtere warme Luft strömt an den Hängen nach oben. Demzufolge befinden sich in den Aufwindzonen des Hanges Tannen-Fichten-Buchen-Bergahorn-Mischwälder und in den Talregionen, Kaltluftseen und Kaltluftstraßen dominiert die Fichte. Außerdem hängt auch die Bildung von Hochmooren in diesen kaltluft-geprägten Mulden mit der Inversionserscheinung zusammen („Bayerische Au“, „Deutsches Haidl“, „Auerl“, DUNZENDORFER 1974).

Im Leitbild für Natur und Landschaft (FUCHS et al. 2007) wird angegeben, dass das Jahresmittel der Lufttemperatur um 5 °C und 6 °C liegt. Dies stimmt gut überein mit den Jahresmittelwerten von der Messstation in Schöneben. Die Station befindet sich in der Gemeinde Ulrichsberg auf einer Seehöhe von 920 m (Land Oberösterreich o.J.b). Der Durchschnitt der Jahresmitteltemperatur (s. Abb. 9) aus den Jahren 1984–2010 liegt dort bei ca. 5,4 °C. Diese Daten können nicht für das ganze Gebiet absolut übernommen

werden, sie sollen nur in etwa den Verlauf der Klimlage im Böhmerwald aufzeigen. Dies gilt auch für die Niederschlagsdaten in Abb. 10.

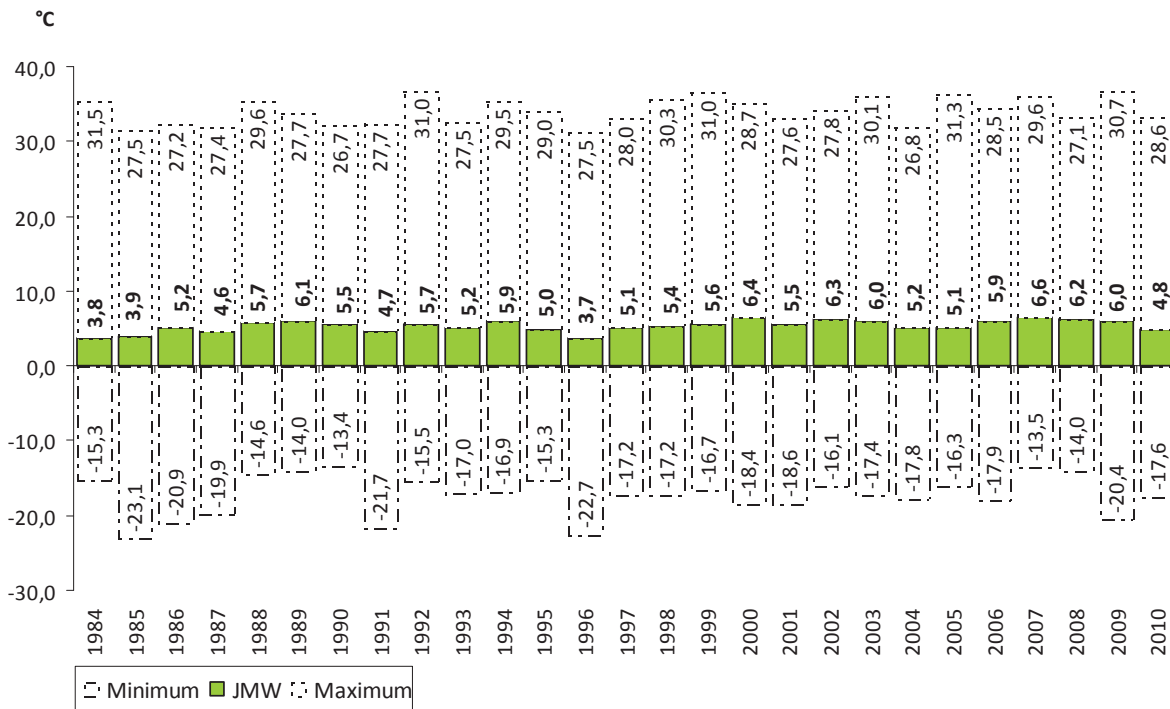


Abb. 9: Verlauf der Jahresmittelwerte und Minimal- und Maximalwerte der Temperatur pro Jahr in Schöneben von 1984–2010 (Land Oberösterreich - Abteilung Umweltschutz, Messstation Schöneben Nr. S420)

Betrachtet man den Durchschnitt der Monatsmittel der Temperatur aus den Jahren 1984–2010, so ist der kälteste Monat der Jänner mit einem Mittel von $-3,7^{\circ}\text{C}$ und den wärmsten Monat stellt der Juli mit durchschnittlich $14,72^{\circ}\text{C}$ dar. Diese Daten beziehen sich auf die Messstation in Schöneben und stimmen in etwa mit der Klimabeschreibung in FUCHS et al. (2007) überein. Dort wird von einem Jännermittel in der Raumeinheit Böhmerwald von -3°C bis -4°C und einem Julimittel von 15°C bis 16°C gesprochen.

2.4.2 Niederschläge

Bei den Niederschlägen ist eine Zunahme vom Rand des Gebirges zum Inneren hin und mit zunehmender Seehöhe feststellbar (DUNZENDORFER 1974).

Generell liegt die Jahresniederschlagssumme bei ca. 1000 mm (FUCHS et al. 2007) (s. Abb. 10), wobei der Osten des Böhmerwaldes zwar noch eine gute andauernde Durchfeuchtung aufweist, aber niemals die Extremwerte des Westens erreicht. Aufgrund der Dominanz westlicher Winde werden die Südwesthänge am meisten beregnet. Plöckenstein, Hochficht und Hufberg erreichen Niederschlagsoptima (DUNZENDORFER 1974). Am Plöckenstein wurden schon Jahresniederschläge von bis zu 2000 mm gemessen (FUCHS et al. 2007).

So sind auch die zahlreichen Hochmoorbildungen am Fuße des Plöckensteins, unter Berücksichtigung der geologischen Vorbedingungen, auf die hohen Niederschläge zurückzuführen (DUNZENDORFER 1974).

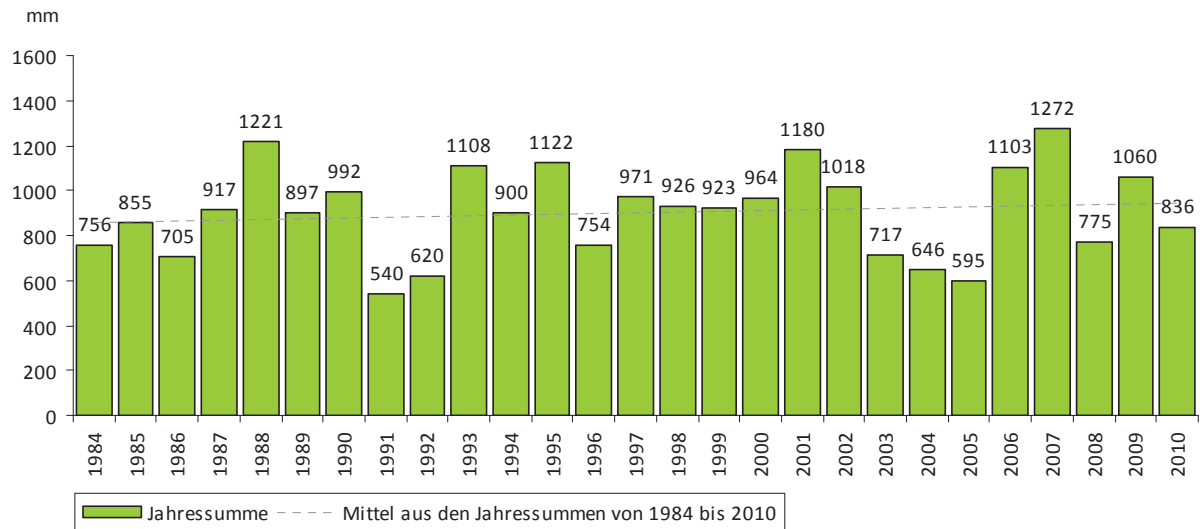


Abb. 10: Verlauf der Niederschlagssummen in Schöneben (Niederschläge gemessen von 1984 bis 2010; Land Oberösterreich - Abteilung Umweltschutz, Messstation Schöneben Nr. S420)

2.4.3 Frost, Eis und Schnee

Im Leitbild für Natur und Landschaft (FUCHS et al. 2007) wird für die Raumeinheit „Böhmerwald“ ein Jahresmittel von 140 Frosttagen und 60 Eistagen angegeben. Das Mittel der Tage, an denen die Schneehöhe mindestens 1 cm hoch ist, liegt bei über 100 Tagen pro Jahr. Ab einer Seehöhe von 1000 m kommt meist eine durchgehende Schneedecke bis Ende März vor. Der Spätfrost zeigt seine Wirkung vor allem dort, wo Lücken im Waldbestand auftreten und auf Waldwiesen. Auch Täler und Geländemulden, in welchen die Kaltluft nicht genügend abfließen kann, sind betroffen.

2.4.4 Nebel

Durch die Thermik der Hanglagen kommt es zu einer intensiven Nebelbildung. Diese tritt besonders im Früh- und Spätherbst auf. Betroffen sind hauptsächlich Gebiete über 1000 m Seehöhe und Tallagen, in welchen sich die Kaltluft sammelt. Anzeiger für die hohe Luftfeuchtigkeit in diesen Bereichen ist der starke Kryptogamenbewuchs auf den Bäumen. Die Anzahl der Nebeltage liegt zwischen 75 und 100 Tagen pro Jahr (FUCHS et al. 2007).

2.4.5 Wind

Wie bereits beim Thema Niederschläge erwähnt, dominieren die Winde aus westlicher Richtung. Sie treten relativ regelmäßig auf das Jahr verteilt auf und dort, wo die Vegetation besonders exponiert gelegen ist, kommt es zur Fahnenbildung der Fichten. In der Region bekannt ist auch der sogenannte „Böhmwind“. Dabei handelt es sich um einen stürmischen Fallwind, der von Norden kommt und wesentlich zum rauen Klima im Böhmerwald beiträgt (FUCHS et al. 2007).

2.4.6 Immissionen

Die Daten zu den Immissionen stammen von der Messstelle in Schöneben aus dem Jahr 2003. Dort werden unter anderem Schwefeldioxid- und Ozonwerte gemessen. Die Schwefeldioxidwerte sind seit dem Jahr 1998 nur mehr selten grenzüberschreitend und wenn doch, dann in geringerer Konzentration als früher. Zurückzuführen ist das wahrscheinlich auf Fernverfrachtungen. Anders ist dies beim Ozon. Da andere Schadstoffe kaum vorkommen, fehlt dem Ozon ein Reaktionspartner für den Zerfall und so bleibt es lange stabil. 2003 war die Belastung durch diesen Schadstoff von März bis September relativ hoch – an 90 Tagen gab es eine Überschreitung des Grenzwertes (IG-L-Wert) (LAND OBERÖSTERREICH o.J.c).

2.5 RAUM UND LANDSCHAFTSGESCHICHTE

Die erste Kolonisationswelle des Böhmerwaldes ging von bayerischen und österreichischen Siedlern aus und hatte ihren Beginn im Mittelalter. Bevorzugt wurden Tal- und Terrassenlagen der Großen Mühl und der Großen Rodl, da sie aufgrund ihrer klimatischen Vorzüge als Ackerflächen geeignet erschienen. An der Entstehung von Siedlungsräumen im Böhmerwald waren wesentlich die Prämonstratenser mit der Gründung des Stiftes Schlägl 1218 und die Herrschaft Waxenberg beteiligt. Waren zu Beginn die hohen Lagen des Böhmerwaldes noch als große natürliche Waldflächen erhalten, so drangen im Spätmittelalter die Menschen immer weiter in die unberührten Gebiete vor (FUCHS et al. 2007).

Ab dem 17. Jahrhundert wurde der Wald in größerem Ausmaß genutzt. Es waren hauptsächlich Köhlerbetriebe und Glashütten, die Holz aus den damals noch urwaldartigen Beständen benötigten. Schon damals gab es Eingriffe in das geschlossene Waldgebiet, wie die Rodung der Hänge des Klaffer- und des Plöckensteinerwaldes. Aufgrund des fortwährenden Holz Mangels wurde der Böhmerwald immer weiter erschlossen, doch die aufkommende Industrialisierung, die langen Anfahrtswege der Rohstoffe und die mangelnde Brennholzversorgung führten zum Ende der Glashüttenwirtschaft (DUNZENDORFER 1974).

1789 wurde der Schwarzenberger Schwemmkanal errichtet, welcher durch die Holztrift erstmals planmäßige Holzwirtschaft (DUNZENDORFER 1974) und das Vordringen in weiter entfernte Lagen des Böhmerwaldes erlaubte (FUCHS et al. 2007). Dies hatte die Entstehung kleiner Holzfällersiedlungen, auch in höheren Lagen (zB Großholzschlag lt. DUNZENDORFER 1974), zur Folge. Da leichtes Holz besser zum Schwemmen geeignet war, wurden die natürlichen Wälder immer mehr durch Fichtenwälder ersetzt (FUCHS et al. 2007).

Mit dem Rückgang der Köhler- und Glashüttenbetriebe im 19. Jahrhundert begann eine intensive Wiesenweidewirtschaft auf den abgeholzten Arealen und eine extensive Waldweidewirtschaft in den nahen Waldgebieten. Durch die Streunutzungsrechte der Viehbesitzer und das zeitweilige Abbrennen und Plaggen kam es zu einer Verdichtung des Bodens. Die ursprünglich mild-humosen Wälder wurden in heidelbeerreiche, saure Wälder und die Weidewiesen in sekundäre, harte Bürstlingsrasen umgewandelt (DUNZENDORFER 1974).

Mit dem Strukturwandel in der Landwirtschaft verloren die großen Weidewiesen an Bedeutung. Ab 1950 kaufte das Stift Schlägl diese nunmehr extensiv genutzten Wiesen von den Bauern zurück und begann mit der Aufforstung (FUCHS et al. 2007). Forstziel war damals nach DUNZENDORFER (1974) ein artenreicher Mischwald unter Dominanz von Fichte und Tanne, bei Unterordnung der Buche, des Bergahorns und der Esche. Hauptnutzungsform der Stiftswälder ist heute die Einzelstammentnahme mit Tendenz zur

Zielstärkennutzung (STIFT SCHLÄGL o.J.). Ermöglicht wurde diese durch das schon früh vorhandene engmaschige Forststraßennetz (FUCHS et al. 2007).

Bis 1918 bestand praktisch keine Grenze zwischen Böhmen und Oberösterreich. Nach dem Zerfall der Monarchie wurde das nördlich angrenzende Gebiet Deutsch-Böhmen der neu gegründeten Tschechoslowakei zugesprochen (FUCHS et al. 2007). Nach fast 20jähriger Zugehörigkeit zur Tschechoslowakei wurde 1938 mit dem Münchner Abkommen die Abtretung der von Deutschen bewohnten Gebiete an das Deutsche Reich beschlossen. Dies hatte den Einmarsch deutscher Truppen in die sudetendeutschen Gebiete und die Umsiedelung der dort lebenden Tschechen in das Protektorat Böhmen und Mähren zur Folge (ÖSTERREICHISCHE NATURSCHUTZJUGEND HASLACH 1992).

Nach dem Zweiten Weltkrieg erfolgte 1946 die Enteignung und Vertreibung der Sudetendeutschen aus der Tschechoslowakei. Nach dieser Aussiedlung wurden nur wenige Häuser von Tschechen übernommen – meist wurden diese nur geplündert und dann wieder verlassen. Das führte dazu, dass die Dörfer der ausgesiedelten deutschsprachigen Bevölkerung im Grenzgebiet zwischen dem heutigen Moldaustausee und der Staatsgrenze mit Planierraupen eingeebnet wurden (FUCHS et al. 2007). Der Grenzstreifen wurde zur militärischen Sperrzone und war folglich nur mehr gering besiedelt (ÖSTERREICHISCHE NATURSCHUTZJUGEND HASLACH 1992).

Im Rahmen der fortschreitenden europäischen Integration traten 1995 Österreich und 2004 die Tschechische Republik der Europäischen Union bei (OTT et al. 2011). Das ehemalige Sperrgebiet des Eisernen Vorhangs stellt heute eine Kette von naturnahen Biotopen (s. Abb. 11) und Rückzugsräumen mit außergewöhnlicher Vielfalt dar, bekannt unter dem Namen „Grünes Band“ Europas (NATURSCHUTZBUND ÖSTERREICH o.J.).



Abb. 11: Verlauf des Grünen Bandes Europa (wikipedia 3)

2.6 NATURSCHUTZSITUATION DES BÖHMERWALDES IM DREILÄNDERECK

Weite Teile des Böhmerwaldes sind Schutzgebiete und werden aufgrund ihrer grenzüberschreitenden Bedeutung im folgenden Abschnitt vorgestellt.

Auf tschechischer Seite existiert seit 1991 der Nationalpark Šumava mit einer Größe von 68.064 ha. Dieser wird als Schutzzone vom Landschaftsschutzgebiet Šumava mit 99.624 ha umgeben. Beide zusammen bilden das UNESCO-Biosphärenreservat Šumava. Zum Stichtag 03.03.1991 lebten 2.492 ständige Einwohner im Nationalpark. Ein bedeutendes internationales Schutz-Abkommen betrifft die Moore Šumavas. Diese sind seit 1990 in der Liste der international bedeutsamen Feuchtgebiete (RAMSAR-Konvention) eingetragen (ENGLEDER 2001, NATIONALPARKS- UND LANDSCHAFTSSCHUTZGEBIETSVERWALTUNG ŠUMAVA o.J.). Auf deutschem Staatsgebiet schließt direkt an den tschechischen Nationalpark der Nationalpark Bayerischer Wald mit einer Fläche von 24.250 ha an. Er wurde bereits 1970 gegründet und stellt somit den ersten Nationalpark Deutschlands dar. Umschlossen wird er vom Naturpark Bayerischer Wald mit einer Fläche von rund 278.000 ha und dient somit nicht nur der Erhaltung der Landschaft, sondern ist auch dem Menschen zu Erholungszwecken zugänglich. Weiter nordwestlich schließt an den Naturpark Bayerischer Wald noch der Naturpark Oberer Bayerischer Wald an (ENGLEDER 2001, NATIONALPARK BAYERISCHER WALD o.J., NATURPARK BAYERISCHER WALD o.J.). Beide Nationalparks, sowohl der Nationalpark Bayerischer Wald, als auch der Nationalpark Šumava sind Teile des europäischen Natura-2000-Schutzgebietsnetzwerkes (HUBLEIN et al. 2007). Auch in Österreich wird der Schutz des Böhmerwaldes und der Großen Mühl durch die Nominierung als Natura-2000 Gebiet (Europaschutzgebiet „Böhmerwald und Mühltäler“) gefördert (s. Abb. 12), welche in der Verordnung vom 31.12.2010 kundgemacht wurde (LGBl.Nr. 89/2010). Weiters befinden sich auf österreichischer Seite noch Naturschutzgebiete, wie beispielsweise die Orchideenwiese in Freundorf (FUCHS et al. 2007, OTT et al. 2011).

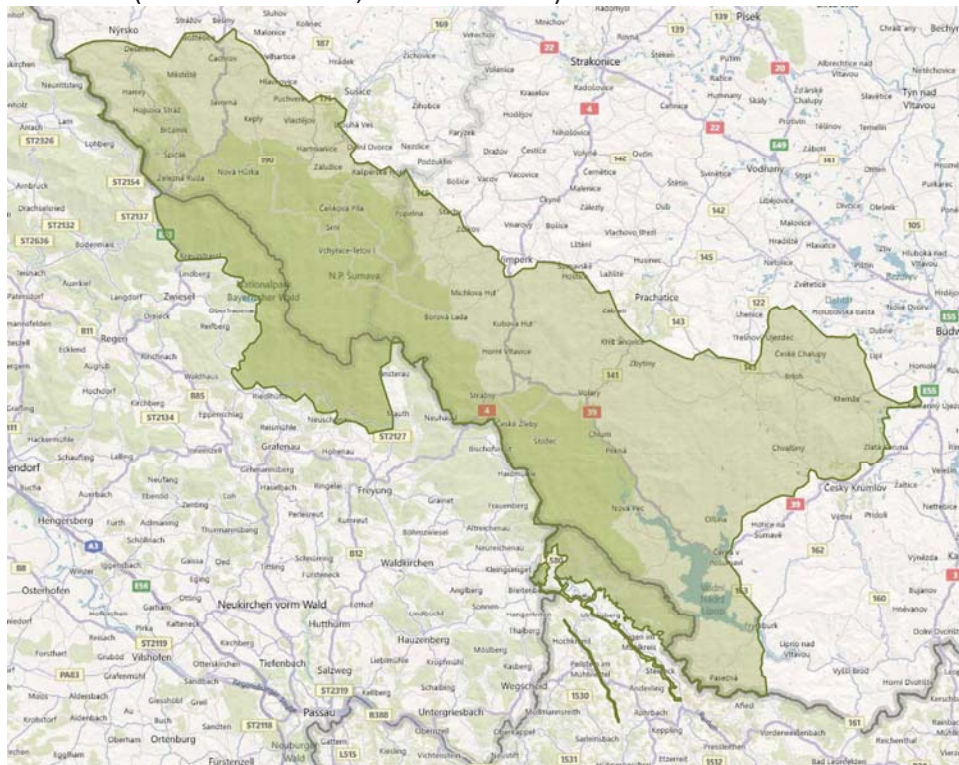


Abb. 12: Natura 2000-Gebiete im Dreiländereck Tschechien, Deutschland und Österreich (erstellt auf Basis des Natura -2000-Viewer und des Landes OÖ – Anlage zur Verordnung LGBl.Nr. 89/2010)

3.1 ALLGEMEINES - DEFINITION UND FUNKTION

Moore können relativ schwer definiert werden. Landläufig werden sie als sumpfiges Gebiet mit eigenartigen Tieren und Pflanzen gesehen, das nur unter Gefahr betreten werden kann (KRISAI & SCHMIDT 1983). Der Gedanke an Moorleichen und Irrlichter ließ die Moore (vor allem die Hochmoore) zu den am längsten gemiedenen Gegenden Europas werden (GÖTTLICH 1990). Die Moordefinition hat sich im Laufe der Zeit, je nach Zeitgeist und wissenschaftlicher Disziplin des Betrachters, verändert. STEINER (1992) wählte aus naturschutzfachlicher Sicht die Definition „Moore sind Biozönosen, die zur Bildung biogener Substrate – vor allem Torf, aber auch Mudde, Quellkalk, Seekreide etc. – unter hygrisch bis semiterrestrischen Bedingungen befähigt sind, gemeinsam mit diesem Substrat, egal welcher Mächtigkeit“ (STEINER 1992: 21).

SUCCOW & JOOSTEN (2001) verwenden den Begriff Moor für Landschaften, „in denen Torf gebildet wird oder Torf oberflächlich ansteht. Es werden damit auch Lebensräume eingeschlossen, in denen noch keine deutlichen Torfschichten vorhanden sind, z.B. rezente Sümpfe, in denen jedoch Torfakkumulation möglich ist.“

Betrachtet man jedenfalls ihre Entstehung, bilden sich Moore dort, wo sich über mineralischem Grund langfristig wassergesättigtes organisches Material, sprich Torf, bilden kann. Mit zunehmendem Torfwachstum wird die Vegetation auf der Torfoberfläche vom darunterliegenden Mineralboden isoliert. So ändern sich die Eigenschaften des Torfs und folglich die Zusammensetzung der Vegetation (DIERBEN & DIERBEN 2001).

Moore erfüllen sehr wichtige Funktionen für den Landschaftswasserhaushalt und das Weltklima (STEINER 2005a). Sie treten überwiegend in der borealen Zone auf (DIERBEN & DIERBEN 2001), nehmen etwa 3 % der Landes- und Süßwasserfläche der Erde ein und speichern ca. 10 % der weltweiten Süßwasserreserven. Durch ihre Fähigkeit schnell Wasser aufzunehmen, es aber nur langsam wieder abzugeben, verzögern sie den Abfluss des Niederschlags und reduzieren somit Überschwemmungen. Eine bedeutende Rolle im Weltklima spielen Moore als wichtigster Kohlenstoffspeicher. Die Menge an Kohlenstoff, die in den Mooren gespeichert ist, entspricht zwei Drittel des Kohlenstoffs der in der Atmosphäre vorhanden ist, oder anders gesagt, der Menge an Kohlenstoff, die in der gesamten Biomasse der Erde gebunden ist (STEINER 2005a). Mit ihren extremen Bedingungen stellen Moore außerdem einen wichtigen Lebensraum für viele hoch angepasste Tier- und Pflanzenarten dar und sind Archive der Natur- und Landschaftsgeschichte (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT 2009).

Betrachtet man nun all die Funktionen, sollte man bedenken, dass Moore heute zu den bedrohtesten Lebensräumen der Erde zählen (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT 2009).

3.2 MOORE IN ÖSTERREICH BZW. IM BÖHMERWALD UND IHRE ENTSTEHUNG

Die Fläche an Moorgebieten in Österreich beträgt in etwa 267 km² – das sind 0,3 % des Staatsgebietes. Oberösterreich verfügt über Moorgebiete im Ausmaß von rund 1245 ha, wovon die moorreichsten Gebiete in den nördlichen Kalkhochalpen, den nordalpinen Tälern und Senken und dem Wald- und Mühlviertler Grenzbergland liegen. Das Mühlviertler Hochland liegt mit den Voralpen und der Flyschzone mit 11,27 % gleichauf an vierter Stelle der moorreichsten Regionen Oberösterreichs. Oberösterreichs Moorflächen erreichen zwar nur 0,1 % der Fläche des Landesgebietes, doch die Anzahl der unterschiedlichen Moortypen ist auffallend (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT 2009, STEINER 1992).

Landschaftsrelief, Hydrologie und Klima sind wesentliche Faktoren für die Entstehung von Mooren (DIERBEN & DIERBEN 2001). Der Beginn der Moorbildung in Mitteleuropa reicht bis in die Anfänge der Nacheiszeit vor über 10.000 Jahren zurück (HUTTER et al. 1997). Spielten bei zahlreichen Moorbildungen Europas die ehemals großen Gletscher, ihre Erosionen und Ablagerungen eine wesentliche Rolle, so gab es im Böhmerwald nur kleine Lokalgletscher (KRISAI 2005, siehe auch Abschnitt 2.2.3 Eiszeiten). Dort begünstigen das feucht-kühle Klima, die flache, plateauähnliche Geländeform und die alten abdichtenden Verwitterungsdecken über dem sauren, kalkarmen Grundgestein (vor allem Granit und Gneis) die Moorentwicklungen (KRISAI & SCHMIDT 1983, KRISAI 2005, STEINER 2005b).

3.3 MOORTYPEN

Moore weisen aufgrund ihrer weltweiten Verbreitung und ihrer großen Vielfalt eine Reihe von Klassifikationsmöglichkeiten auf (STEINER 1992). Die Gliederung kann erfolgen nach der Morphologie, der Topographie, der Hydrologie, dem Chemismus, der Entstehungsgeschichte oder in Form von pflanzensoziologischen Ansätzen (BAYERISCHES LANDESAMT FÜR UMWELTSCHUTZ 2005). In dieser Arbeit wird die Gliederung nach STEINER (1992) herangezogen, welche auf die mitteleuropäischen und hier besonders auf die österreichischen Verhältnisse Rücksicht nimmt. Sie versucht möglichst viele Parameter zu beachten und den bisherigen internationalen Absprachen weitgehend zu entsprechen. Sie beruht auf den hydrologischen Bedingungen, die für die Bildung des Torfes maßgeblich waren (STEINER 1992, STEINER 2005c).

Weiters wird diese Gliederung auch im Moorentwicklungskonzept der Oö. Umweltanwaltschaft verwendet, aus welchem die grundlegenden Daten (Datenbankauszüge) für diese Arbeit stammen. Beschrieben werden in den folgenden Abschnitten jene Moortypen, die nach Oö. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) im oberösterreichischen Böhmerwald noch vorkommen. Außerdem wird versucht, die charakteristische Vegetation der jeweiligen Moortypen darzustellen, da diese für die Zikadenfauna der Moore besonders relevant ist. Hierbei muss berücksichtigt werden, dass im Gelände die Typen nicht immer leicht und eindeutig zuzuordnen sind (BAYERISCHES LANDESAMT FÜR UMWELTSCHUTZ 2005).

Bei der Einteilung der Moortypen kann grundsätzlich zwischen Niedermooren (Flachmooren) und Hochmooren (Regenmooren) unterschieden werden (STEINER 2005c). Dabei liegt der ausschlaggebende Unterschied in der Hydrologie der beiden Gruppen. Niedermoore sind vom Mineralbodenwasser abhängig bzw. werden von den Mineralstoffen des Grundgesteins beeinflusst. Hochmoore hingegen werden ausschließlich durch das Niederschlagswasser gespeist und sind somit stark vom Großklima abhängig (STEINER 1992).

3.3.1 Minerogene Moore (Niedermooere)

Der Wasserhaushalt wird ausschließlich vom Mineralbodenwasser bestimmt (STEINER 1992).

3.3.1.1 Topogene (morphogene) Moore

Beeinflusst von überwiegend ebenem, unbewegtem Grundwasserspiegel – an bestimmte Geländeformen wie Dellen, Becken und Talböden gebunden (STEINER 1992).

3.3.1.1.1 Verlandungsmooere

Dieser Moortyp ist an Stillgewässer, wie Seen oder Teiche, gebunden (BAYERISCHES LANDESAMT FÜR UMWELTSCHUTZ 2005, STEINER 1992). Die Entstehung solcher Moore beinhaltet eine vorausgehende Sedimentation von limnischen Schwebstoffen als Mudden im Tiefenwasser und das Vordringen torfbildender Verlandungsvegetation vom Ufer her (s. Abb. 13) (HUTTER et al. 1997).

Dadurch können Schwingrasen entstehen. Dabei handelt es sich um geringmächtige Torfdecken, die über einem freien Wasserkörper schwimmen. Sie entwickeln sich in nährstoffarmen Gewässern durch das Wurzel- und Rhizomgeflecht der Verlandungsvegetation (zB Fieberklee – *Menyanthes trifoliata*, Blutauge – *Potentilla palustris*, Schlamm-Segge – *Carex limosa*), auf welchem auch Torfmoose wachsen können (sukzedaner Schwingrasen). Schwingrasen können aber auch in Folge von Sumpfgasbildung eutrophierter Gewässer auftreten, wenn es zur Ablösung und zum Aufschwimmen von Torfdecken kommt (simultaner Schwingrasen). Auch künstlicher Anstau von Wasser kann zum Aufschwimmen von Torf führen (STEINER 1992).

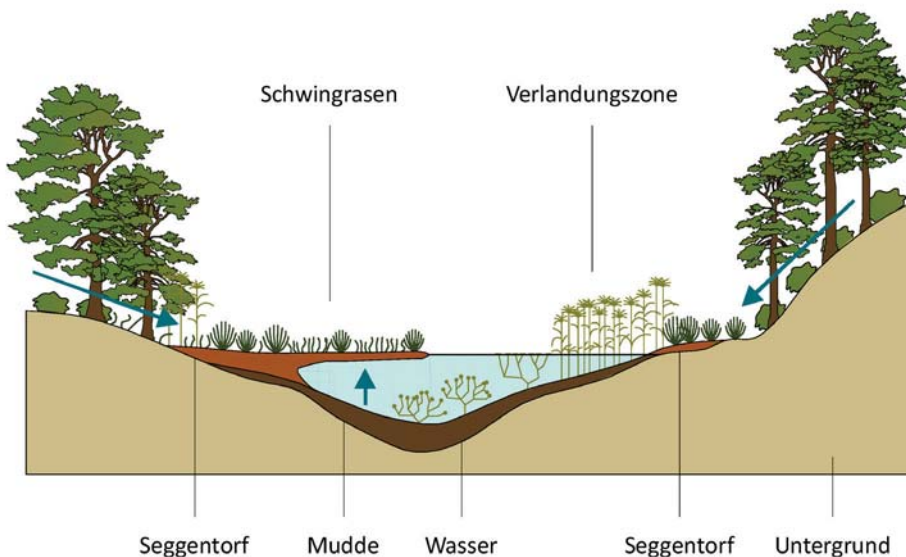


Abb. 13: Schematischer Querschnitt durch ein Verlandungsmoor (Grafik erstellt nach STEINER 2005c)

Viele Verlandungsmoore entstanden im Postglazial. Ausschlaggebend war vor allem die vermehrte biogene Sedimentation im Atlantikum (gleichmäßige Temperaturen und hohe Feuchtigkeit) und Wasserdefizite in der anschließenden trockeneren Phase im Boreal (STEINER 1992). Gewässerverlandungen wurden teilweise auch durch anthropogene Tätigkeiten gefördert, wenn beispielsweise der Wasserspiegel (zur Gewinnung von Feuchtwiesen) künstlich abgesenkt oder die Nährstoffzufuhr durch Gewässerverschmutzung stark erhöht wurde (HUTTER et al. 1997).

Das Wasserregime von Verlandungsmooren wird bestimmt durch oberflächliches Zulaufwasser aus der Umgebung und geringen Wasseraustausch mit dem Gewässer an sich, bedingt durch die abdichtenden Muddeschichten. Somit gelangen die Nährstoffe nur vom gewässerseitigen Moorrand in das Moor und ihre Konzentration sinkt mit zunehmendem Transport durch den Torfkörper sehr rasch. Verfügen Stillgewässer über keinen Zufluss, sind diese in der Regel angesichts der biogenen Sedimentation oligotroph (mit Ausnahme der Randbereiche mit zulaufendem Oberflächenwasser). Handelt es sich aber um Seen oder Teiche mit Wasseraustausch, dann sind die wassernahen Bereiche nährstoffreicher (meso- bis eutroph) (STEINER 1992).

Die Vegetation in Mooren ist je nach Standortbedingungen und Moorentwicklung unterschiedlich ausgebildet. Zur torfbildenden Ufervegetation gehören Binsen-, Schilf- und Schneide-Wasserröhrichte (HUTTER et al. 1997). Sind noch Restwasserflächen vorhanden, dann sind die Arten je nach Wasserqualität unterschiedlich ausgeprägt.

In **nährstoffarmen, subneutral bis kalkreichen Seen** kommen Armléuteralgenrasen (*Chara* div. spec.), Laich- und Nixenkrautrasen (*Potamogeton* div. spec., *Najas* div. spec.) und Schwimmblattzonen mit Gelber Teichrose (*Nuphar lutea*) vor. Daran können Röhrichte mit Teichbinse (*Schoenoplectus lacustris*) und Schilf (*Phragmites australis*), bei kalkreichen Bedingungen mit Schneidried (*Cladium mariscus*), anschließen. Häufig gibt es eine Verzahnung mit Kleinseggenrieden. Mit den Röhrichten sind häufig Erlenbrüche oder Weidengebüsche mit der Lorbeer-Weide (*Salix pentandra*) verzahnt (HUTTER et al. 1997).

Unter **sauren Bedingungen** kommt es oft zur Ausbildung von Schwingrasen und daran anschließende seggenreiche Bruchwälder mit der Moorbirke (*Betula pubescens*). Unter **nährstoffreichen Bedingungen** gibt es meist keine Unterwasserrasen, sondern eine Schwimmblattzone mit Seerose (*Nymphaea alba*) und Gelber Teichrose (*Nuphar lutea*). Daran können Schilfröhrichte und gelegentlich auch Schwingrasen anschließen (HUTTER et al. 1997).

Weiters kann nach TRAXLER et al. (2005) der Biotoptyp „Rasiges Großseggenried“ in der Verlandungszone von selten oligo-, meist meso- bis eutrophen Stillgewässern auftreten. Dieser schließt dort ua. landseits an die Röhrichtzone an.

Rasige Großseggenriede sind meist artenarm. Auf nährstoffarmen Standorten (als Verlandungsgesellschaft oligotropher, meist hochgelegener Stillgewässer) kommt die Schnabelsegge (*Carex rostrata*) zur Dominanz und baut meist lockere Bestände auf. Sumpf-Segge (*Carex acutiformis*), Spitz-Segge (*Carex acuta*) und Inn-Segge (*Carex randalpina*) ziehen nährstoffreichere Standorte der kollinen bis montanen Höhenstufe vor. Handelt es sich um kalzium- u. magnesiumärmere Böden in tieferen, länger überflutenden Senken, dann wird die Blasen-Segge (*Carex vesicaria*) in größerer Zahl vorkommen (TRAXLER et al. 2005).

Da auch Verzahnungen mit Kleinseggenrieden auftreten können (HUTTER et al. 1997), werden im Folgenden noch die wichtigsten Arten des Biotoptyps **basenarmes, nährstoffarmes Kleinseggenried** beschrieben. Diese Kleinseggenriede sind mäßig artenreich und werden von niederwüchsigen Sauergräsern dominiert. Vorwiegend ist dies die Braun-Segge (*Carex nigra*), seltener das Schmalblatt-Wollgras (*Eriophorum angustifolium*), sowie die Grau-Segge (*Carex canescens*) oder die Sternsegge (*Carex echinata*). Begleitend treten Sumpf-Veilchen (*Viola palustris*), Fieberklee (*Menyanthes trifoliata*) und in den Hochlagen Zeigerarten wie Faden-Binse (*Juncus filiformis*), Scheuchzers Wollgras (*Eriophorum scheuchzeri*) und Bleiche Segge (*Carex paupercula*) hinzu (TRAXLER et al. 2005).

Wie bereits weiter oben im Text erwähnt, können sich **Schwingrasen** entwickeln, wenn oligo- bis mesotrophe Gewässer verlanden. Es handelt sich dabei um **saure bis subneutrale** (selten kalkreiche) flutende Bestände am Ufer von Stillgewässern. Sie werden typischerweise von Süß- und Sauergräsern mit zähen Rhizomen aufgebaut. Dazu können die Faden-Segge (*Carex lasiocarpa*), Draht-Segge (*Carex diandra*), Schlamm-Segge (*Carex limosa*), Strick-Segge (*Carex chordorrhiza*), Schnabel-Segge (*Carex rostrata*) und selten Scheuchzers Wollgras (*Eriophorum scheuchzeri*), Schilf (*Phragmites australis*) und Schneidebinse (*Cladium mariscus*) zählen. Auch Zwischenmoorarten wie Weißes Schnabelried (*Rhynchospora alba*), Blutauge (*Potentilla palustris*) oder Blumenbinse (*Scheuchzeria palustris*) können begleitend vorkommen. Auf **basenreichen Standorten** kann die Steife Segge (*Carex elata*) auftreten, in **basenarmen und nährstoffarmen** Beständen kommen Hochmoorarten hinzu. Die Moosschicht ist dicht entwickelt – darunter befinden sich oft Torfmoosarten, wie zB das Sumpf-Torfmoos (*Sphagnum palustre*). Außerdem können auf Schwingrasen einzelne Gehölze auftreten. Dies wären dann vor allem Faulbaum (*Frangula alnus*), Moor-Birke (*Betula pubescens*), Fichte (*Picea abies*), Waldkiefer (*Pinus sylvestris*) (TRAXLER et al. 2005). Am Rande **nährstoffreicher Gewässer** wachsen Schwingrasen mit Schilf (*Phragmites australis*), Breitblättrigem Rohrkolben (*Typha latifolia*), Scheinzypornsegge (*Carex pseudocyperus*) und Wasserschierling (*Cicuta virosa*) (HUTTER et al. 1997).

3.3.1.1.2 Versumpfungsmoore

Versumpfungsmoore entstehen durch einen stetigen langsamen Anstieg des Grundwassers (STEINER 1992). Sie bilden sich in Senken und Niederungen mit hoch anstehendem Grundwasser, welche beispielsweise nach der Schneeschmelze oder nach längeren Niederschlagsperioden regelmäßig flach überstaut werden (HUTTER et al. 1997). Dies hat flächenhafte Vermoorungen direkt über dem mineralischen Untergrund oder auch über bereits bestehenden Mooren zur Folge (STEINER 1992).

Die Wasserbewegung in diesem Moortyp erfolgt horizontal und vertikal (s. Abb. 14), dh. es gibt eine Überstauung in Regenperioden und ein Sinken des Wasserspiegels in Dürreperioden. Die dadurch verursachten Schwankungen des Grundwasserstandes bewirken meso- oder eutrophen Nährstoffverhältnisse (STEINER 1992) und ein langsames Torfwachstum (HUTTER et al. 1997).

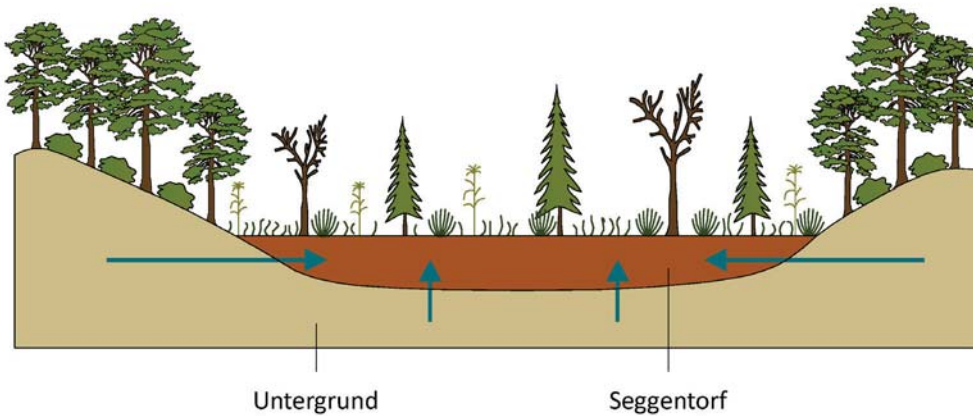


Abb. 14: Schematischer Querschnitt durch ein Versumpfungsmoor (Grafik erstellt nach STEINER 2005c)

Versumpfungsmoore sind in Mitteleuropa sehr weit verbreitet (HUTTER et al. 1997). Entstanden sind sie in Zeiten mit höheren Niederschlägen, wie dem Spätglazial, Subboreal und Subatlantikum. In letzterer Periode kam es oft zu sekundären Moorbildungen von Versumpfungs- auf ehemaligen Verlandungsmooren. Im Atlantikum entwickelten sich die meisten spätglazial entstandenen Versumpfungsmoore zu Hochmooren weiter (STEINER 1992).

Je nach Standortverhältnissen ist die Vegetation der Moore unterschiedlich ausgebildet. Unter **nährstoffreichen** Bedingungen treten Röhrichte aus Schilf (*Phragmites australis*) mit Sumpf-Labkraut (*Galium palustre*), Wolfstrapp (*Lycopus europaeus*) und Bittersüßem Nachtschatten (*Solanum dulcamara*), seltener auch Teich-Ampfer (*Rumex hydrolapathum*) auf. Die Röhrichte sind vereinzelt auch verzahnt mit Großseggenrieden, oft aber mit Erlenbrüchen mit Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*), Großseggen wie Sumpf-Segge (*Carex acutiformis*) und Ufer-Segge (*Carex riparia*) und Hochstauden wie Wasserschierling (*Cicuta virosa*) oder auch mit Weidengebüsch mit Grau-Weide (*Salix cinerea*) oder sehr häufig Hybriden aus der Grau- und Ohr-Weide (*S. aurita*).

Bei **mäßig nährstoffreichen Verhältnissen kommen auch Kleinseggenriede**, teilweise auch mit Wollgräsern und Torfmoosen vor (HUTTER et al. 1997). Da die Standortverhältnisse im Böhmerwald eher sauer und nährstoffarm sind (s. 2.3 Boden), wird im folgenden Absatz auf den **Biotoptyp basenarmes, nährstoffarmes Kleinseggenried** eingegangen. Dabei handelt es sich um einen mäßig artenreichen Biotoptyp, welcher von niedrigwüchsigen Sauergräsern dominiert wird. Dies sind meist die Braun-Segge (*Carex nigra*), seltener das Schmalblatt-Wollgras (*Eriophorum angustifolium*) und Seggen-Arten wie Grau-Segge (*Carex canescens*) und Stern-Segge (*Carex echinata*).

Bedeutende Begleitarten sind das Sumpf-Veilchen (*Viola palustris*) und der Fieberklee (*Menyanthes trifoliata*). In den Hochlagen können dann auch noch Zeigerarten wie das Scheuchzers Wollgras (*Eriophorum scheuchzeri*) und die Bleiche Segge (*Carex paupercula*) dazu kommen (TRAXLER et al. 2005).

3.3.1.1.3 Überflutungsmoore

Überflutungsmoore sind an ebene Talböden mit lang andauernden Überschwemmungsphasen gebunden. Hochwässer führen durch die Ablagerung von Sedimenten mit der Zeit zu einer Erhöhung des Flussbettes (s. Abb. 15) bzw. der flussnahen Bereiche (STEINER 1992). Die Talauen, die weiter entfernt vom Fluss gelegen sind, kommen relativ gesehen immer tiefer zu liegen (HUTTER et al. 1997). Sie werden durch die Sedimentation vom Fluss abgeschnitten und Hochwässer können nicht mehr so gut abfließen. Zusätzlich erhöht sich der flussbedingte Grundwasserspiegel und es kommt zur Moorbildung (STEINER 1992).

Diese Entstehungsgeschichte führt zu einer typischen Schichtabfolge im Untergrund. Sedimentschichten und Torfschichten wechseln einander ab, wobei der Mineralgehalt der Torfe sehr hoch ist (STEINER 1992). Die torfbildende Vegetation beinhaltet Rohrglanzgras-Röhrichte, Schilfröhrichte, bestimmte Großseggenriede, sowie Erlen- und Weidenwälder. Auen-Überflutungsmoore sind durch den Nährstoffeintrag bei Überflutungen von Natur aus eutroph (HUTTER et al. 1997).

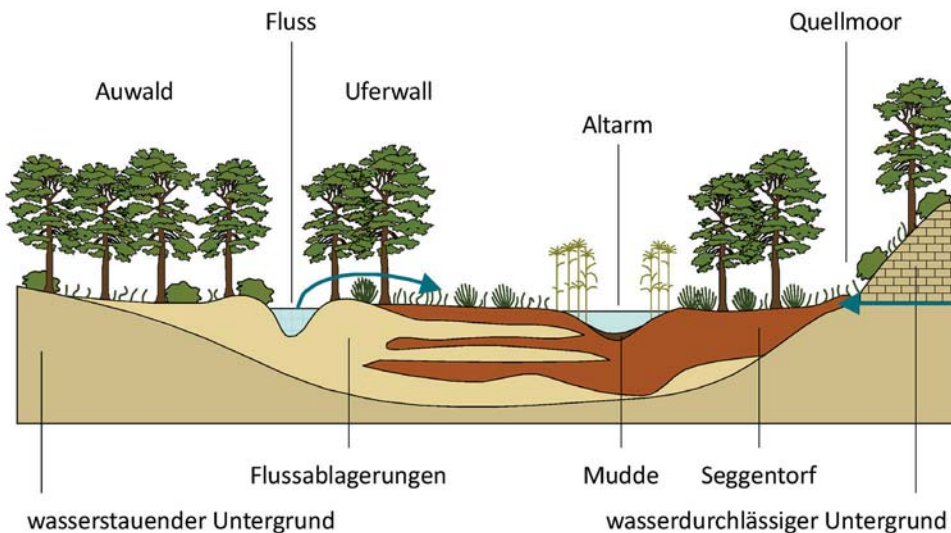


Abb. 15: Schematischer Querschnitt durch ein Überflutungsmoor (Grafik erstellt nach STEINER 2005c)

Der Moortyp tritt in Tiefländern genauso wie in Hochtälern, oft direkt im Anschluss an Gletscherzungen, auf. Auch die großen Alpentäler waren von großflächigen Überflutungsmooren geprägt – die landwirtschaftliche Nutzung ließ jedoch nur mehr Reste davon übrig (STEINER 1992).

Die Zusammensetzung der Vegetation ist wie immer von den Nährstoffverhältnissen bzw. Standortbedingungen abhängig. Auf **nährstoffreichen** Standorten kommen meist Erlenbrüche mit Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*), Ufer-Segge (*Carex riparia*), Gelber Schwertlilie (*Iris pseudacorus*) und Gewöhnlichem Beinwell (*Symphytum officinale*) vor. Weiters gibt es Röhrichte mit Rohrglanzgras (*Phalaris arundinaceae*), Sumpf-Rispengras (*Poa palustris*) oder mit Schilf (*Phragmites australis*), wobei dazwischen Hochstauden wie Mädesüß (*Filipendula ulmaria*), Gemeiner Gilbweiderich (*Lysimachia vulgaris*), Blutweiderich (*Lythrum salicaria*), Sumpf-Haarstrang (*Peucedanum palustris*) und Sumpf-Greiskraut (*Senecio paludosus*), seltener Langblättriger Ehrenpreis (*Veronica longifolia*), Sumpf-Platterbse (*Lathyrus palustris*), Knoblauch-Gamander

(*Teucrium scordium*) und Gelbe Wiesenraute (*Thalictrum flavum*) auftreten können. Unter **sehr nährstoffreichen** Verhältnissen kann auch der Wasserschwaden (*Glyceria maxima*) hinzukommen (HUTTER et al. 1997).

In der **naturnahen Form** sind Überflutungsmoore durch **Großseggenriede** gekennzeichnet. Diese beinhalten vor allem die Schlank-Segge (*Carex gracilis*), die Sumpf-Segge (*Carex acutiformis*) und Weidengebüsche wie Grau-Weide (*Salix cinerea*) und Lorbeer-Weide (*Salix pentandra*). In noch vorhandenen offenen Wasserflächen kommen häufig die Krebschere (*Stratiotes aloides*) und die Wasserfeder (*Hottonia palustris*) vor (HUTTER et al. 1997).

3.3.1.2 Soligene (rheogene) Moore

Diese Moore werden beeinflusst durch bewegtes Grundwasser in Hanglage (STEINER 1992).

3.3.1.2.1 Überrieselungsmoore

Die Hydrologie dieses Moortyps wird von Oberflächenwässern bestimmt, welche die Mooroberfläche überrieseln (s. Abb. 16) (STEINER 1992). Das Wasser kann zB von oberhalb liegenden Quellaustritten stammen. Wenn der Untergrund unter ständiger Wasserzufuhr und aufgrund der stauenden Bodenschichten andauernd wassergesättigt ist, dann können soligene Hangmoore entstehen (HUTTER et al. 1997).

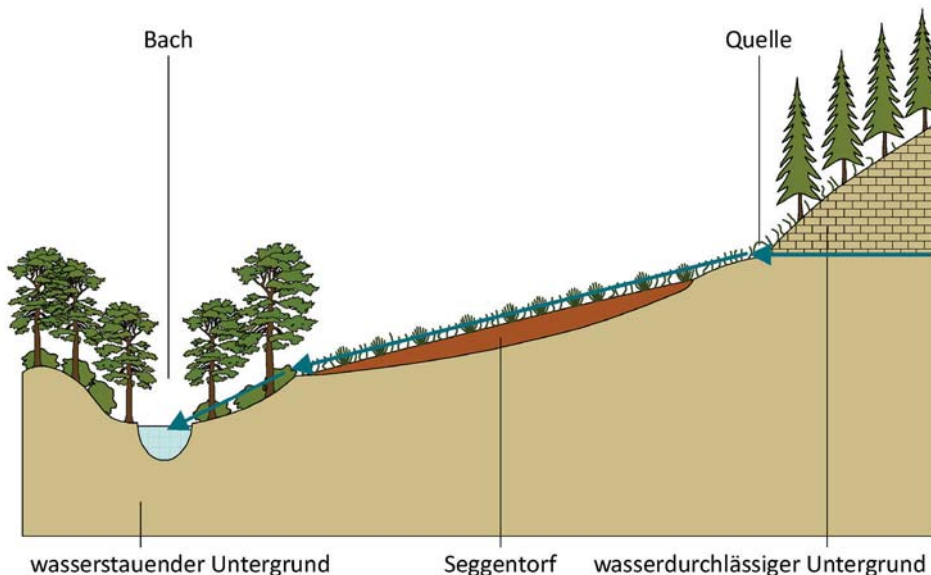


Abb. 16: Schematischer Querschnitt durch ein Überrieselungsmoor (Grafik erstellt nach STEINER 2005c)

Überrieselungsmoore sind die häufigsten Hangmoore der Gebirge – sie bildeten sich nahezu in allen Phasen des Postglazials. Oft sind sie sehr jungen Ursprungs und weisen eine geringe Torfmächtigkeit auf (STEINER 1992). Auch Rodungen von feuchten Hangwäldern und Gebüschen begünstigten die Moorentwicklung mancherorts (STEINER 2005c).

Der Nährstoffgehalt dieser Moore liegt im mesotrophen Bereich. Dieser wird wesentlich durch die Verbreitung in höheren Regionen und durch die traditionelle Nutzung der Moore als Streuwiesen gesichert. Durch die Streunutzung bzw. die Entnahme der abgemähten Wiese werden auch die Nährstoffe abtransportiert. Wird diese Art der Bewirtschaftungsform aufgegeben, reichern sich die Nährstoffe wieder an. Verbuschung und letztendlich Wiederbewaldung der Moorstandorte sind dann die Folge (STEINER 1992).

Die Vegetationsbeschreibung für Überrieslungsmoore wird nach HUTTER et al. (1997) vom Moortyp Hangmoore übernommen, da diese beiden Moortypen in HUTTER et al. (1997) und STEINER (1992) sehr ähnlich beschrieben werden.

Zur torfbildenden Vegetation in Hangmooren zählen **moosreiche Kleinseggenriede, sowie Bruchwaldgesellschaften** (HUTTER et al. 1997).

Auf **kristallinem, sauer reagierendem oder kalkarmem Untergrund** treten Birkenbruchwälder meist mit Moorbirke (*Betula pubescens*), Faulbaum (*Frangula alnus*), Grau-Segge (*Carex canescens*), Stern-Segge (*Carex echinata*), Braun-Segge (*Carex nigra*), Sumpf-Veilchen (*Viola palustris*) und Gemeinem Haarmützenmoos (*Polytrichum commune*), Braunmoosen wie dem Schönmoos (*Calliergon stramineum*) und häufig auch Torfmoosen (*Sphagnum fimbriatum*, *Sphagnum squarrosum*, ...) auf (HUTTER et al. 1997).

In den **Alpen und bei Streuwiesennutzung** ist der Moortyp baumfrei und es kommt zur Ausbildung von Braunseggenrieden mit Brauner Segge (*Carex fusca*) und Stern-Segge (*Carex echinata*), Faden-Binse (*Juncus filiformis*), Schmalblättrigem Wollgras (*Eriophorum angustifolium*) und Braunmoosen, wie dem Sichelmoos (*Drepanocladus exannulatus*) und Quellmoos (*Philonotis seriatata*). In den Alpen kommen zusätzlich die Bleiche Segge (*Carex paupercula*) und die Norwegische Segge (*Carex norvegica*), sowie das Schönmoos (*Calliergon sarmentosum*) und Torfmoose (*Sphagnum contortum*, *Sphagnum platyphyllum*) hinzu (HUTTER et al. 1997). Nach TRAXLER et al. (2005) kann in höheren Lagen in basenarmen, nährstoffarmen Kleinseggenrieden auch noch Scheuchzers Wollgras (*Eriophorum scheuchzeri*) als Zeigerart wachsen.

Über **kalkreichem Untergrund** entstehen Erlenbruchwälder mit Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*), Groß- und Kleinseggen und Hochstauden, selten auch mit Schneiderried (*Cladium mariscus*).

Bei **Streuwiesennutzung** auf solchen Standorten können sich Davallseggen- oder Kopfbinsenriede mit Davall-Segge (*Carex davalliana*), Kopfbinsen (*Schoenus ferrugineus*, seltener *S. nigricans*), Breitblättrigem Wollgras (*Eriophorum latifolium*), Simsenlilie (*Tofieldia calyculata*), Mehlprimel (*Primula farinosa*), Gewöhnlichem Fettkraut (*Pinguicula vulgaris*), Sumpf-Stendelwurz (*Epipactis palustris*), Teufelsabbiss (*Succisa pratensis*), Lungenenzian (*Gentiana pneumonanthe*) ausbilden. **Im Alpenvorland bzw. in den Alpen** sind die Standorte in der Regel sehr moosreich. Es können dort der Schwalbenwurzenzian (*Gentiana asclepiadea*), Starknervmoose (*Cratoneuron commutatum*), Sichelmoose (*Drepanocladus revolvens*) und Birnmoose (*Bryum pseudotriquetrum*) vorkommen. An **nährstoffreichen** Stellen können sich Hochstauden wie der Wasserdost (*Eupatorium cannabinum*) und das Mädesüß (*Filipendula ulmaria*) niederlassen (HUTTER et al. 1997).

3.3.1.2.2 Quellmoore

Quellmoore treten dort auf, wo aus dem Gesteinsuntergrund dauerhaft, gleichmäßig und ergiebig Quellwasser austritt (s. Abb. 17) (HUTTER et al. 1997). Dabei handelt es sich um gespanntes (artesisches) Grundwasser, welches zu einer permanenten Wassersättigung des unmittelbaren Quellstandortes führt. Meist sind diese Vermoorungen sehr kleinflächig und die Quelltorfe hochzersetzt, da das Quellwasser ständig Sauerstoff zuführt.

Handelt es sich um ein stark kalkhältiges Grundwasser, dann stellen Moose die dominante Vegetation dar. Diese scheiden an ihrer Oberfläche biogenen Kalk aus, was zur Ausbildung sogenannter Tuffe (Quellkalkablagerungen) führt. Viele Quellmoore sind durch anthropogen bedingte Rodungen entstanden und daher relativ jungen Ursprungs (HUTTER et al. 1997, STEINER 1992).

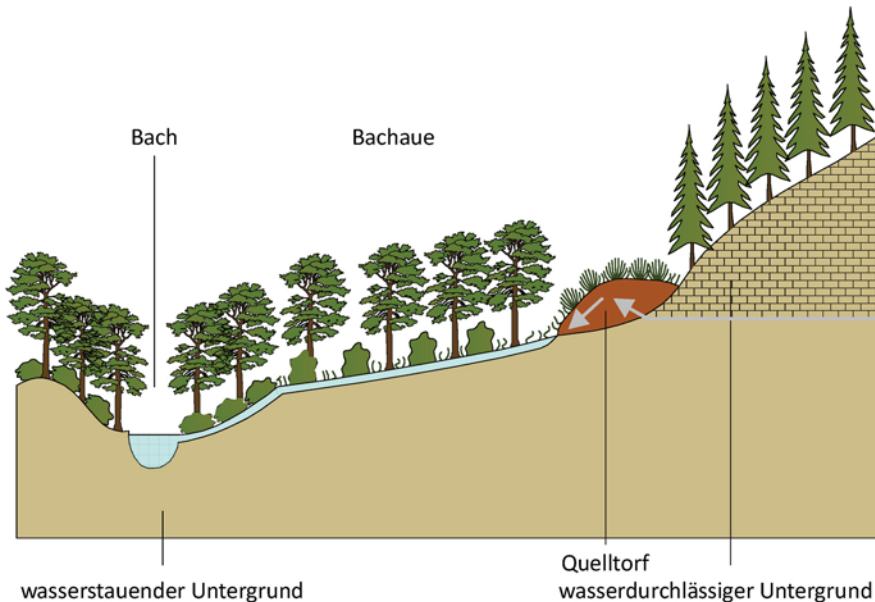


Abb. 17: Schematischer Querschnitt durch ein Quellmoor (Grafik erstellt nach STEINER 2005c)

Quellmoore weisen einen mesotrophen Nährstoffgehalt auf (HUTTER et al. 1997), wodurch eine Eutrophierung ihres Einzugsgebietes zum Verschwinden der Quellmoore und folglich zu erheblichen Veränderungen im Wasserhaushalt des Umlandes führt (STEINER 1992).

Die torfbildende Vegetation setzt sich aus **moosreichen Kleingeggenrieden, Großseggenrieden und Erlenbruchwald** zusammen. Je nach Eigenschaften des Quellwassers sind in mesotrophen Quellmooren braunmoosreiche Seggen- und Binsenriede, auf **kalkreichen nährstoffarmen Standorten** mit Davall-Segge (*Carex davalliana*), Rostroter Kopfbinse (*Schoenus ferrugineus*), Knoten-Binse (*Juncus subnodulosus*), Spitzblütiger Binse (*Juncus acutiflorus*), Breitblättrigem Wollgras (*Eriophorum latifolium*), Schneidried (*Cladium mariscus*) und Sumpf-Baldrian (*Valeriana dioica*), in der Mooschicht mit Sichelmoosen (*Drepanocladus revolvens*), Quellmoosen (*Philonotis calcarea*) und auf **sauer-nährstoffarmen Standorten im Bereich kristalliner Mittelgebirge** mit Brauner Segge (*Carex fusca*) und in der Mooschicht ebenso mit Sichelmoosen (*Drepanocladus* div. spec.) anzutreffen (HUTTER et al. 1997).

Bei **kalkreich-nährstoffreichen** Bedingungen treten Großseggenriede mit Rispen-Segge (*Carex paniculata*) und Erlenbrüche mit Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*) und Bitterem Schaumkraut (*Cardamine amara*) auf (HUTTER et al. 1997).

3.3.1.2.3 Durchströmungsmoore

Durchströmungsmoore sind sekundäre Moorbildungen, dh. sie wachsen auf bestehenden primären Mooren, wie Quell-, Versumpfungs-, Verlandungs-, Überflutungs- oder Überrieselungsmooren auf. Gründe dafür sind Phasen mit höherem Wasserangebot (STEINER 1992), ausgelöst durch Klimaänderung oder Rodung von Einzugsgebieten (HUTTER et al. 1997).

Torf entsteht hier dadurch, dass knapp unter der Mooroberfläche Grundwasser ständig strömt (s. Abb. 18) und die Torfe so mit Wasser gesättigt werden. Die Torfbildung wird zusätzlich noch durch die stauende Wirkung des Torfes selbst erhöht. Vielfach sind Durchströmungsmoore im Anschluss an Quellmoore oder an Sickerhorizonte ausgebildet, welche häufig an konkaven Geländekanten (zB Talränder) auftreten. Es handelt sich dabei um schnell und kontinuierlich wachsende, lockere Torfe die bei verändertem Wasserangebot mit diesem mitschwingen. Somit bleibt das Mineralbodenwasser immer unter der Oberfläche verborgen (HUTTER et al. 1997, STEINER 1992).

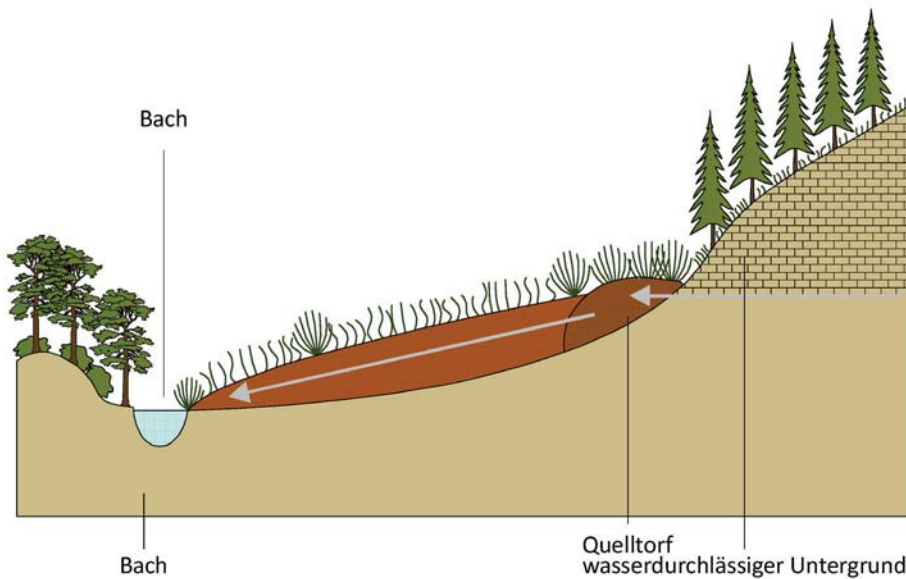


Abb. 18: Schematischer Querschnitt durch ein Durchströmungsmoor (Grafik erstellt nach STEINER 2005c)

Charakteristisch für Durchströmungsmoore ist, dass die Vegetation dem Grundwasser, auf seinem Weg durch das Moor, fortlaufend Nährstoffe entzieht (HUTTER et al. 1997). Somit kann sich in den unteren Moorbereichen oligotraphente Vegetation mit einem hohen Anteil an Torfmoosen ansiedeln. Bei hohen Niederschlägen können sich dort dann tertiäre Hanghochmoore mit Regenwasserregime entwickeln (STEINER 1992).

Die torfproduzierende Vegetation in diesem Moortyp (nach HUTTER et al. 1997) setzt sich in der Regel aus mesotraphenten, braunmoosreichen und gehölzfreien Kleinseggenrieden zusammen. Je nach Säure-Basen-Verhältnis und Nährstoffbedingungen gibt es unterschiedliche Ausprägungen von Groß- und Kleinseggenrieden.

Auf **mäßig nährstoff-, aber basenreichen Standorten** wachsen Groß- und Kleinseggenriede mit Faden-Segge (*Carex lasiocarpa*), Draht-Segge (*Carex diandra*), Floh-Segge (*Carex pulicaris*), Schuppen-Segge (*Carex lepidocarpa*) und Hirse-Segge (*Carex panicea*), seltener mit Schlamm-Segge (*Carex limosa*) und Fadenwurzel-Segge (*Carex chordorrhiza*), Fieberklee (*Menyanthes trifoliata*) und Blutaue (*Comarum palustre*). Vereinzelt kommen Eiszeitrelikte wie die Strauchbirke (*Betula humilis*) und das Karlszepter (*Pedicularis sceptrum-carolinum*) vor. Meist handelt es sich um sehr moosreiche Standorte mit Braunmoosen wie Schönmoos (*Calliergon giganteum*), Sichelmoos (*Drepanocladus vernicoccus*), Skorpionmoos (*Scorpidium scorpioides*), Krummbüchsenmoos (*Homalothecium nitens*) und seltener Bruchmoos (*Meesia triquetra*), welches aber etwa im Alpenvorland häufig mächtige Torfschichten bildet (gilt als Eiszeitrelikt) (HUTTER et al. 1997).

Unter **mäßig nährstoffreichen, sauren Bedingungen im Unterhangbereich** treten Groß- und Kleinseggenriede mit Schnabel-Segge (*Carex rostrata*) und Brauner Segge (*Carex fusca*), selten auch mit Blasenbinse (*Scheuchzeria palustris*) auf. Stellenweise kann es Baumbewuchs mit Birke (*Betula pubescens*) geben. In der Moosschicht kommen neben Braunmoosen zunehmend das Streifensternmoos (*Aulacomnium palustre*) und Torfmoose (*Sphagnum subsecundum*, *Squagnum squarrosum*) vor (HUTTER et al. 1997).

Herrschen nährstoffreiche Verhältnisse, bilden sich Großseggenriede mit der Steifen Segge (*Carex elata*), Wunder- oder Schwarzschof-Segge (*Carex appropinquata*) oder Sumpf-Segge (*Carex acutiformis*) aus. Selten kann auch Schilf (*Phragmites australis*) und Spießmoos (*Calliergonella cuspidata*) vorkommen (HUTTER et al. 1997).

3.3.2 Ombro-minerogene Moore – Übergangsmoore

Ombro-minerogene Moore verfügen über ein gemischtes Mineralboden- und Regenwasserregime (STEINER 1992).

3.3.2.1 Übergangsmoore

Übergangsmoore werden sowohl vom Grundwasser als auch vom Regenwasser beeinflusst. Sie stellen gewissermaßen ein Übergangsstadium (Zwischenmoor) von Nieder- zu Hochmooren dar. Dieses Moorstadium tritt heute hauptsächlich noch im Alpenraum auf. Gerade Schwingrasen, die nur noch von Niederschlägen gespeist werden, weil sie dem Seewasser bereits entwachsen sind, können unter den alpinen Klimabedingungen Übergangsmoore ausbilden (s. Abb. 19). Durch den hohen Schneedruck im Winter werden die Schwingrasen in das Seewasser gedrückt und erhalten somit Nährstoffe. Folglich können sich hier Niedermoorarten ansiedeln, die in Hochmooren nicht gedeihen (STEINER 1992).

Übergangsmoore können sich aber auch in kleinen Hochmooren ausbilden, wenn sich dort die Randeffekte auf die gesamte Moorfläche auswirken und ein Mischwasserregime entsteht. Weiters können sich Mischwasserregime (und somit Übergangsmoore) auch in Durchströmungsmooren oder überall dort ergeben, wo durch menschliche Tätigkeiten das Wasserregime verändert wurde (STEINER 1992).

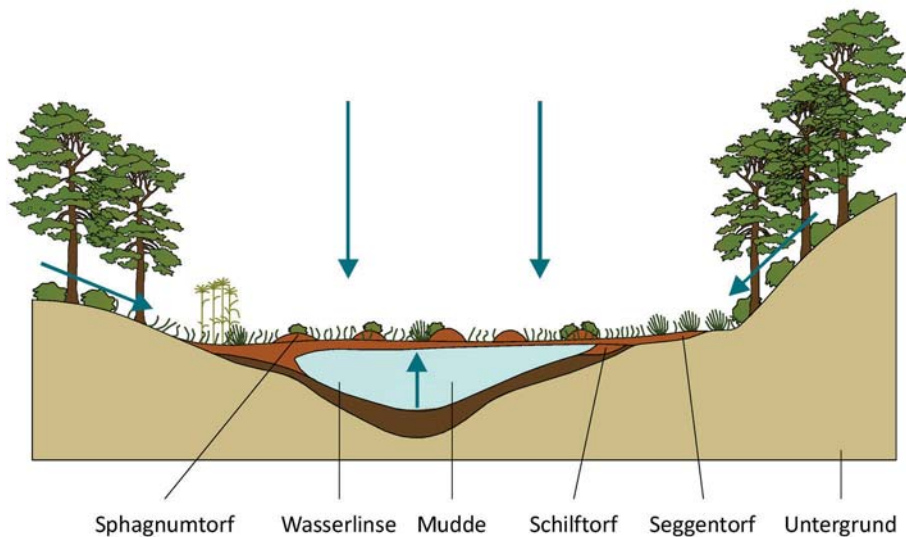


Abb. 19: Schematischer Querschnitt durch ein Übergangsmoor (Grafik erstellt nach STEINER 2005c)

Die Vegetation der Übergangsmoore wird sowohl vom Grundwasser als auch vom Niederschlagswasser bestimmt. Übergangsmoore werden meist von mittelgroßen oder kleinen Seggenarten dominiert, wobei Torfmoose und Braunmoose vergesellschaftet sind. Typische Gefäßpflanzen sind die Faden-Segge (*Carex lasiocarpa*), Schnabel-Segge (*Carex rostrata*), Fieberklee (*Menyanthes trifoliata*) und Sumpf-Fingerkraut (*Potentilla palustris*), wobei diese Bestände meist nicht sehr artenreich sind. Häufiger kommt die Schnabel-Seggenegesellschaft vor. Sie tritt auch auf eutropheren Standorten auf, wo die anderen Pflanzengesellschaften der Übergangsmoore seltener sind. Kennzeichnend für diesen Moortyp ist jedenfalls das gemeinsame Auftreten von Basen- (zB Sumpf-Baldrian – *Valeriana dioica*) und Säurezeigern (zB Sumpf-Fingerkraut – *Potentilla palustris*, Torfmoose – *Sphagnum* spp.) (TRAXLER et al. 2005).

Weiters kommen ua. in Hoch- und Übergangsmoorlaggs Arten des basenarmen, nährstoffarmen Kleinseggenriedes vor. Dazu können Braun-Segge (*Carex nigra*), Schmalblatt-Wollgras (*Eriophorum angustifolium*), Grau-Segge (*Carex canescens*), Sternsegge (*Carex echinata*), Sumpf-Veilchen (*Viola palustris*), Faden-Binse (*Juncus filiformis*), Scheuchzers Wollgras (*Eriophorum scheuchzeri*) und Bleiche Segge (*Carex paupercula*) zählen (TRAXLER et al. 2005).

3.3.3 Ombrogene Moore

Ombrogene Moore werden ausschließlich vom Niederschlagswasser gespeist (STEINER 1992).

3.3.3.1 Hochmoore – Regenmoore

Hochmoore verfügen über einen eigenen Grundwasserkörper, welcher ausschließlich vom Regenwasser gespeist wird und unabhängig vom Grundwasser der Umgebung ist. Die Entstehung von Regenmooren ist an das Vorkommen und Wachstum bestimmter Torfmoosarten (*Sphagnum* spp.) gebunden. Diese Torfmoose haben durch ihren Bau (Hyalinzellen) ein enormes Wasserhebe- und Wasserhaltevermögen, welches ihnen erlaubt, über den Spiegel des Grundwassers hinauszuwachsen und einen eigenen Grundwasserkörper zu bilden. Zusätzlich können sie die vom Regenwasser eingebrachten Nährstoffe, im Austausch gegen Wasserstoffionen, aufnehmen und sind deshalb für die Versauerung des Standorts verantwortlich. Nur wenige höhere Pflanzenarten können unter den oligotrophen sauren Bedingungen gedeihen. Daher ist die Vegetation der Hochmoore weltweit ähnlich und durch extreme Artenarmut charakterisiert (HUTTER et al. 1997, STEINER 1992). Die abgestorbenen Reste dieser Vegetation bauen den Torfkörper auf (STEINER 2005d).

Meistens sind Hochmoore klimatisch bedingte Weiterentwicklungen von Niedermooeren (STEINER 1992) – sie können beispielsweise auf nährstoffarmen Teilen (HUTTER et al. 1997) von Versumpfungs-, Überflutungs-, Verlandungs- oder Durchströmungsmooeren aufwachsen (s. Abb. 20). Im Wald- und Mühlviertel entwickelten sich die Hochmoore aus Versumpfungsmooeren (STEINER 2005c).

Viele Hochmoore entstanden im Postglazial vor etwa acht bis fünftausend Jahren. Ihre Entwicklung war also von paläoklimatischen Bedingungen abhängig, welche heute nicht mehr anzutreffen sind. Dies hat zur Folge, dass eine Zerstörung dieser Moore endgültig und irreversibel ist (STEINER 1992).

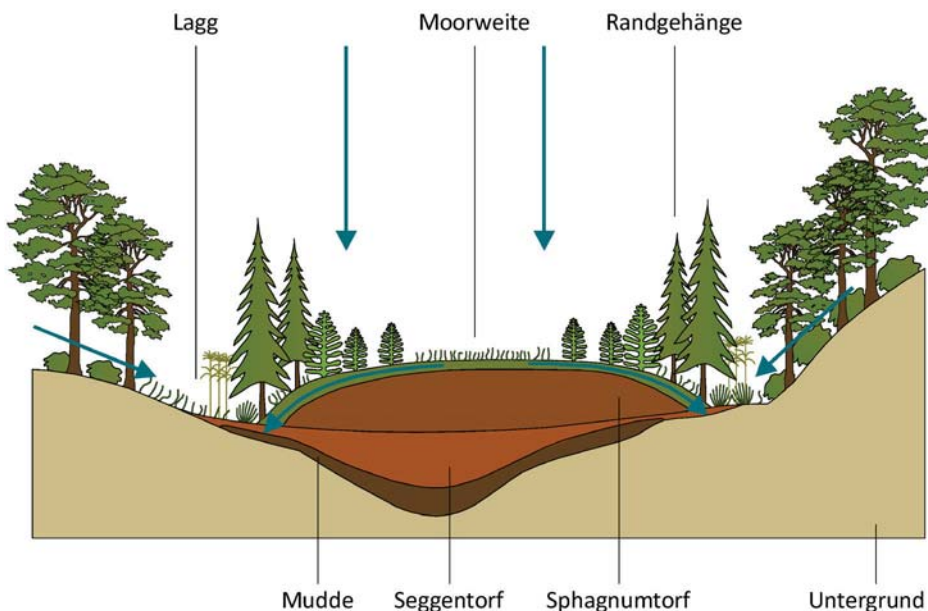


Abb. 20: Schematischer Querschnitt durch ein Hochmoor, welches aus einer Seenverlandung entstanden ist (Grafik erstellt nach STEINER 1992, 2005c)

Das klassische Hochmoor ist uhrglasförmig gewölbt und hat eine elliptische Form. Das schwach geneigte Zentrum wird als „Hochmoorweite“ und die stark geneigten Randbereiche als „Randgehänge“ bezeichnet. Der „Lagg“ (Randsumpf) ist der Bereich am Rande des Moores, wo bereits wieder Kontakt zum Mineralboden zu Stande kommt und ein Mischregime aus Grund- und Niederschlagswasser entsteht (s. Abb. 20) (STEINER 1992, 2005d).

Durch die Neigung des Randgehänges fließt das Oberflächenwasser schneller ab – es bilden sich Erosionsrinnen („Rüllen“) und es kommt zu einer verstärkten Sauerstoffzufuhr. So können sich in diesen Randbereichen Pflanzen ansiedeln, die im Moorzentrum keine Lebensgrundlage haben (zB Moorrandfichtenwälder) (STEINER 1992).

Je nach Oberflächenstruktur der Hochmoore können diese von verschiedenen Pflanzenarten besiedelt werden. Aus diesem Grund erfolgt im folgenden Abschnitt eine Auflistung der charakteristischen Vegetation nach diesen Strukturen (s. Abb. 21) nach STEINER (2005d).

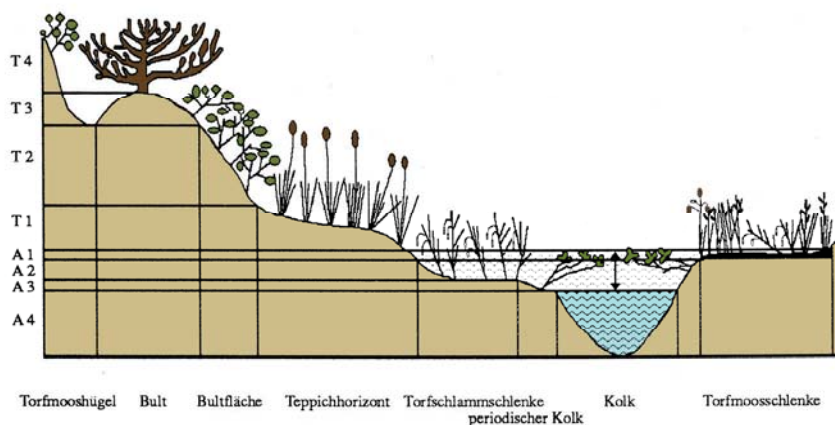


Abb. 21: Schematische Darstellung der häufigsten Strukturelemente von Hochmooren (T = terrestrisch, dh. oberhalb des Grundwasserspiegels liegend; A = aquatisch, dh. unterhalb des Grundwasserspiegels liegend; T4 = Torfhügel, T3 = Bult, T2 = Bultfläche, T1 = Bultfußfläche, A1 = Torfmooßshlenke, A2 = Torfschlammshlenke, A3 = Periodischer Kolk, A4 = Kolk; Grafik erstellt nach STEINER 1992)

Torfhügel sind ein bis zwei Meter hohe Hügel, die durch vielfach weidebedingte Erosionen gebildet wurden. Bewachsen werden sie von Flechten (*Cladonia* spp.), Waldmoosen (*Pleurozium schreberi*, *Hylocomium splendens*, *Dicranum scoparium*) und oft auch von Föhren (*Pinus sylvestris*) oder Fichten (*Picea abies*).

Bulte (100 – 30 cm vom Grundwasserspiegel entfernt) werden von Torfmoosen (*Sphagnum fuscum*, *Sphagnum capillifolium*) gebildet. In unserer Klimazone stellen sie die höchsten Erhebungen der Mooroberfläche dar und werden häufig von Zwergsträuchern wie Preiselbeere (*Vaccinium vitis-idaea*), Heidelbeere (*Vaccinium myrtillus*) und Rauschbeere (*Vaccinium uliginosum*), Latschen (*Pinus mugo*), Rentierflechten (*Cladonia arbuscula*, *Cladonia rangiferina*) und verschiedenen Waldmoosen (*Pleurozium schreberi*, *Dicranum scoparium*, *Hylocomium splendens*) besiedelt.

Bultflächen (30 – 10 cm vom Grundwasserspiegel entfernt) werden vom Torfmoos *Sphagnum magellanicum* dominiert. Weiters können Latschen (*Pinus mugo*) und Zwergsträucher wie Preiselbeere

(*Vaccinium vitis-idea*), Rauschbeere (*Vaccinium uliginosum*), Besenheide (*Calluna vulgaris*) und Rosmarinheide (*Andromeda polifolia*) auf diesen Flächen vorkommen. Die Bultflächen stellen in den schwach- oder unstrukturierten Hochmooren des östlichen Österreichs die eigentliche Mooroberfläche dar.

Bultfußflächen (bis 10 cm über dem Wasserspiegel) bilden als typische Vegetation die Torfmoose *Sphagnum papillosum*, *Sphagnum magellanicum*, *Sphagnum angustifolium*, das Scheidige Wollgras (*Eriophorum vaginatum*), Zwergsträucher wie Moosbeere (*Vaccinium oxycoccos*), Rauschbeere (*Vaccinium uliginosum*), Besenheide (*Calluna vulgaris*) und Rosmarinheide (*Andromeda polifolia*) aus. Auch Seggen wie die Wenigblütige Segge (*Carex pauciflora*) und die Wiesensegge (*Carex nigra*) besiedeln diese Moorstruktur.

Torfmooschlenken (0 – 10 cm unter dem Wasserspiegel) beherbergen Torfmoose wie *Sphagnum angustifolium*, *Sphagnum cuspidatum* und *Sphagnum tenellum* und vor allem Sauergräser wie Schlammsegge (*Carex limosa*), Blumenbinse (*Scheuchzeria palustris*), Schnabelsegge (*Carex rostrata*), Weißes Schnabelried (*Rhynchospora alba*) und Sonnentauarten (*Drosera rotundifolia* und *Drosera anglica*).

Torfschlammschlenken (10 – 20 cm unter der Wasseroberfläche) werden nur gering oder gar nicht von Torfmoosen besiedelt (*Sphagnum compactum*, *Sphagnum tellenum*). Hier sind auch dieselben Sauergräser wie in den Torfmooschlenken anzutreffen.

Periodische Kolke (20 – 50 cm unter der Wasseroberfläche) sind Moorteiche, die im Sommer austrocknen können und in diesem Zustand den Torfschlammschlenken ähnlich sind. Lediglich einige flutende Torfmoose (zB *Sphagnum cuspidatum*) können darin vorkommen.

Kolke (mehr als 50 cm tief) sind immer mit Wasser gefüllt. Darin können sich nur flutenden Torfmoose (*Sphagnum cuspidatum*, *Sphagnum angustifolium*) ansiedeln (STEINER 2005d).

4 ZIKADEN – EINE KURZE EINFÜHRUNG

Zikaden sind eine der artenreichsten phytophagen Tiergruppen in unseren Breiten (HOLZINGER 1999) und dennoch vielen Menschen relativ unbekannt (REMANE & WACHMANN 1993). Aus diesem Grund wird im folgenden Abschnitt ein kurzer Überblick über diese Insektengruppe gegeben.

Zikaden sind praktisch allgegenwärtig (NICKEL 2004). Sie leben in fast allen von Gefäßpflanzen besiedelten Lebensräumen (NICKEL et al. 2002), unter arktischen bis tropischen Verhältnissen (HOLZINGER et al. 2003), in allen Straten (vom Mineralboden bis in die Baumkronen) und beinahe allen Höhenlagen (von Meereshöhe bis in die alpine Stufe der Gebirge), sowie im gesamten Feuchte- (von der Schwimmblattzone bis hin zum Trockenrasen) und Sukzessionsgradienten (von Ruderalstellen bis hin zu naturnahen Wäldern) (NICKEL 2004).



Abb. 22: Schwaensporenzikade (*Truebingianella lugubrina*; G. Kunz)

Systematisch betrachtet gehören die Zikaden (Auchenorrhyncha Duméril, 1806 = Cicadina Burmeister, 1835), wie auch die Wanzen (Heteroptera), Pflanzenläuse (Sternorrhyncha) und Coleorrhyncha, zu den Schnabelkerfen (Rhynchota = Hemiptera = Hemipteroidea), wobei die verwandtschaftlichen Beziehungen innerhalb der Rhynchota noch nicht völlig geklärt sind. Die Gemeinsamkeit, die – bis auf wenige Ausnahmen – diese Verwandtschaftsgruppe auszeichnet, ist der Stechsaugrüssel (HOLZINGER et al. 2003). Mit Hilfe dieses stechend-saugenden Ernährungsapparates können Zikaden quasi „per Strohhalm“ Xylem-, Phloem- oder Mesophyllsaft aufsaugen. Einige wenige Arten ernähren sich auch von Pilzhypen (REMANE & WACHMANN 1993).

Zikaden sind hemimetabole Insekten, dh. sie entwickeln sich vom Ei über Larvenstadien zum Adulttier, ohne ein Verpuppungsstadium auszubilden (REMANE & WACHMANN 1993). Der Großteil der österreichischen Zikadenarten (ca. 60 %) bildet eine Generation pro Jahr, fast alle übrigen Arten können zwei oder mehr Generationen in dieser Zeit erzeugen. Es gibt nur sehr wenige mehrjährige Taxa (z. B. Singzikaden). Die Überwinterung findet größtenteils im Eistadium statt. Ein Teil der Arten überwintert aber auch als Larve oder Adultus in den verschiedenen Straten (HOLZINGER 2009a).

Vor allem zu Fortpflanzungszwecken kommunizieren Zikaden mittels artspezifischen **Lautäußerungen bzw. Vibrationssignalen**. Sowohl Männchen als auch Weibchen können solche „Rufe“ aussenden. Eine Ausnahme stellen die Weibchen der Cicadoidea dar, welche diese Fähigkeit nicht besitzen. Die Signale werden mit dem sogenannten Trommelorgan (im Metathorax und den vorderen Abdominalsegmenten) erzeugt (OSSIANNILSSON 1949). Hierbei werden verstärkte Teile des Hinterleibes durch Muskeln eingedellt und schnellen dann wieder zurück. So entstehen Vibrationssignale nach dem Prinzip einer Blechdose, die man eindrückt und die wieder zurück springt (BIEDERMANN & NIEDRINGHAUS 2004). Einige Singzikaden-Taxa besitzen zusätzliche Stridulationsorgane. Die produzierten „Gesänge“ sind für den

Menschen meist nicht hörbar, ausgenommen die hoch-frequenten Schallereignisse einiger Singzikaden (REMANE & WACHMANN 1993).

Sie können in hohen Dichten auftreten – in gras- und gehölzdominierten Biotopen mehrere tausend Individuen pro Quadratmeter (NICKEL et al. 2002). Demzufolge spielen sie eine wichtige Rolle in den Nahrungsnetzen mitteleuropäischer Ökosysteme – vor allem in Bezug auf ihre Nährpflanzen, Prädatoren, Stoffwechselprodukte (Zuckersaft) und Parasiten, sowie als Überträger von Pflanzenpathogenen (HOLZINGER 2009a). Zikaden sind gute Bioindikatoren für naturschutzfachliche Fragestellung. Eine erste Übersicht der Eignung von Zikaden als Bioindikatoren präsentiert ACHTZIGER (1999), eine überarbeitete und aktuellere Übersicht zur Eignung von Zikaden als Indikatorgruppe ist in ACHTZIGER et al. (2012) zu finden. Zusammengefasst befinden sich die wichtigsten Argumente aus dieser Arbeit im Abschnitt 4.3 „Zikaden als Bioindikatoren“. Auch neuere Untersuchungen im Grünland, wie die von HOLLIER et al. (2005) und NICKEL & HILDEBRANDT (2003), zeigen die Eignung der Auchenorrhyncha als Indikatoren für Habitatzustände. In HOLZINGER & NICKEL (2008) werden Zikaden im Rahmen eines Beweidungsmonitorings eingesetzt. Auch ACHTZIGER & NICKEL (1997) berichteten in einer Untersuchung im Feuchtgrünland von der Eignung der Zikaden für naturschutzfachliche Erfolgskontrollen.

In **Österreich** wurden bisher 626 Zikadenarten nachgewiesen bzw. publiziert (HOLZINGER 2009b). Durch diese Arbeit kommen 5 Erstnachweise für Österreich hinzu (s. 7.1 Bemerkenswerte Arten) und es sind nach HOLZINGER (2009b) noch weitere Arten zu erwarten. Der Autor nimmt an, dass zumindest 670 Arten in Österreich vorkommen.

Fast zwei Drittel dieser Zikaden sind Ernährungsspezialisten, welche nur an einer Pflanzenart oder -gattung leben (s. Abb. 23). Die meisten heimischen Zikadenarten bewohnen die Krautschicht (ca. zwei Drittel), die restlichen Arten leben entweder rein auf Bäumen und Sträuchern oder wechseln im Laufe ihrer Entwicklung das besiedelte Stratum. Betrachtet man die Höhenstufen, so besiedeln die meisten Zikadenarten bei uns die kolline bis montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).

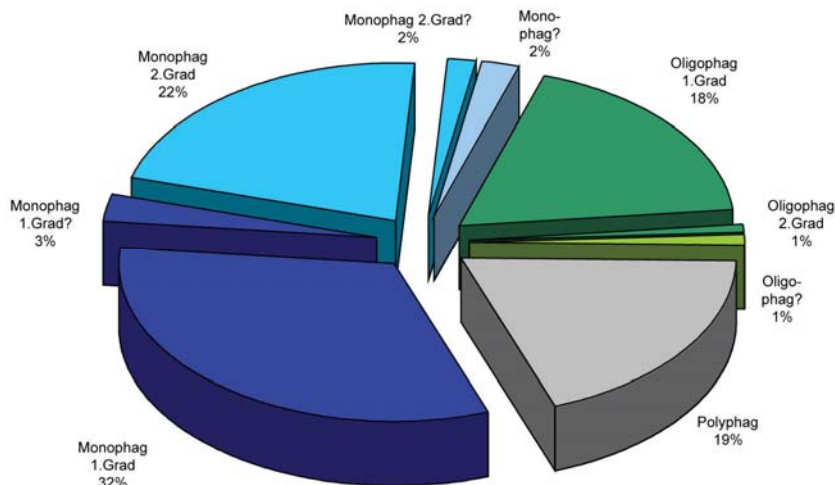


Abb. 23: Anteile unterschiedlicher Nahrpflanzenspezialisierung der Zikadenarten Österreichs (Monophag 1. Grades bedeutet die Spezialisierung auf eine einzige Pflanzenart, monophag 2. Grades auf eine Pflanzengattung, oligophag 1. Grades auf eine Familie, oligophag 2. Grades auf zwei Familien oder maximal vier Pflanzenarten aus unterschiedlichen Familien; HOLZINGER 2009a)

Die **Gefährdung** der einzelnen Arten in Österreich wird in HOLZINGER 2009a ausführlich dargestellt. In Bezug auf diese Arbeit ist erwähnenswert, dass jene Zikadenarten, die ausschließlich in sehr seltenen Lebensräumen wie zB Mooren leben, hochgradig gefährdet sind (s. Abb. 24).

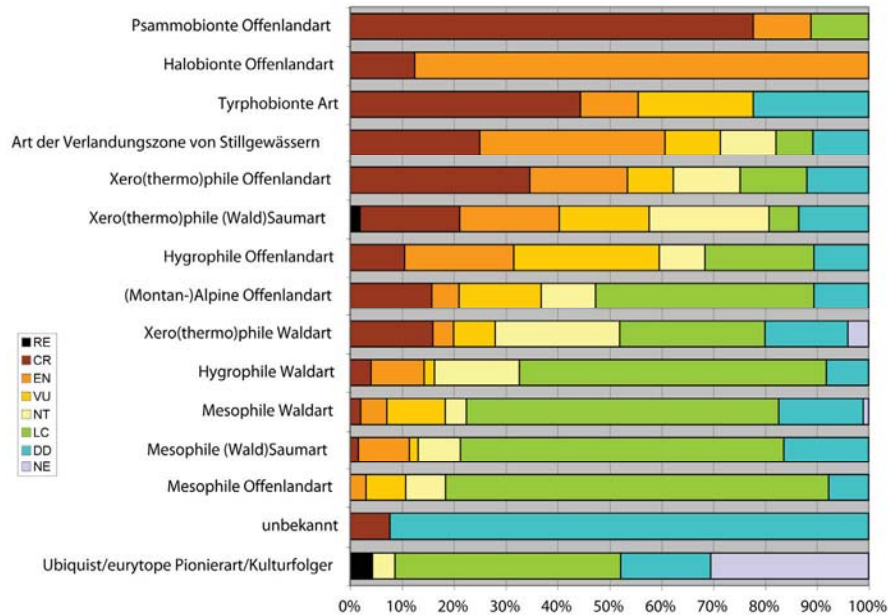


Abb. 24: Verteilung der Gefährdungsgrade innerhalb verschiedener ökologischer Typen von Zikaden (RE = Regionally Extinct, CR = Critically Endangered, EN = Endangered, VU = Vulnerabel, NT = Near Threatened, LC = Least Concern, DD = Data Deficient, NE = Not Evaluated; HOLZINGER 2009a)

4.1 ZIKADEN IN MOOREN MITTELEUROPAS

In der Arbeit von NICKEL et al. (2002) wird versucht, eine zusammenfassende Darstellung über die wichtigsten Zikaden-Zönosen in Mitteleuropa zu geben. Zu den wichtigen Parametern, um eine Zuteilung der mitteleuropäischen Zikadenarten zu Lebensraumtypen vorzunehmen, zählen Nährpflanze, Feuchte und Störungsintensität (zB anthropogene Störungen wie Mahd, Düngung, etc. oder natürliche Störungen wie Überflutungen). Aber auch Temperatur, Sonnenexposition, pH-Wert, Nährstoffgehalt und Eigenschaften des Bodens, Salinität, Meereshöhe, Prädation, Parasitoide und interspezifische Konkurrenz können die Zusammensetzung der Zikadenfauna beeinflussen (NICKEL et al. 2002).

4.1.1 Zikaden der Hoch- und Zwischenmoore

Die Zikadenzönosen der von Torfmoos dominierten Sauermoore setzen sich aus einer Großzahl von Arten zusammen, welche gleichzeitig Habitat- und Nährpflanzenspezialisten sind. Torfmoose stellen allerdings keine Nahrungsquelle dar. Genutzt werden von den Zikaden in diesem Lebensraum vor allem Wollgräser und Seggen (NICKEL et al. 2002).

Um einen Überblick über die charakteristischsten Zikadenarten der Hoch- und Zwischenmoor-Lebensräume zu bekommen, werden diese (und die Nährpflanzen) in den nachfolgenden Tabellen dargestellt. Tab. 1 beinhaltet „tyrphobionte“, dh. „strikt an Torfmoosdecken gebundene“ Zikadenarten, wohingegen sich Tab. 2 mit den „tyrphophilen“ Arten, dh. Arten die in Mooren schwerpunktmäßig auftreten, aber auch in anderen Habitaten leben können, beschäftigt. Die tyrphophilen Arten sind folglich ökologisch weniger klar abgrenzbar, da sie auch in Niedermooren oder auf Feuchtwiesen vorkommen können (NICKEL et al. 2002). Die deutschen Artbezeichnungen in den nachfolgenden Tabellen stammen aus NICKEL & REMANE (2002).

Art	Nährpflanze	Höhenstufe
<i>Cixius similis</i> Torf-Glasflügelzikade	<i>Betula pubescens</i> , <i>Salix</i> spp. u.a.	pl-mo
<i>Delphacodes capnodes</i> 2n Weißlippen-Spornzikade	<i>Eriophorum angustifolium</i>	pl-sm
<i>Nothodelphax albocarinatus</i> Schlenkenspornzikade	<i>Carex limosa</i>	pl-sm
<i>Nothodelphax distinctus</i> Hochmoor-Spornzikade	<i>Eriophorum vaginatum</i>	pl-mo
<i>Javesella simillima</i> Arktische Spornzikade	<i>Eriophorum angustifolium</i> , <i>Carex</i> sp.?	pl-sm
<i>Ommatidiotus dissimilis</i> Moorkäferzikade	<i>Eriophorum vaginatum</i>	pl-sm
<i>Macrostes fieberi</i> Schlenkenwanderzirpe	<i>Eriophorum angustifolium</i>	pl-sm
<i>Deltocephalus maculiceps</i> Moorflohzirpe	<i>Molinia caerulea</i>	pl
<i>Cicadula quinquenotata</i> Moorseggenzirpe	<i>Carex</i> ?, <i>Eriophorum</i> ?	pl, sa
<i>Limotettix atricapillus</i> Schnabelriedzirpe	<i>Rhynchospora alba</i> ?	pl-sm
<i>Sorhoanus xanthoneurus</i> Hochmoor-Riedzirpe	<i>Eriophorum vaginatum</i>	pl-mo
<i>Cosmotettix panzeri</i> Baltische Moorzirpe	<i>Eriophorum angustifolium</i>	pl-sm

Tab. 1: Übersicht der tyrphobionten Zikadenarten Mitteleuropas (pl = planar-kollin, sm = submontan, mo = montan, sa = subalpin; NICKEL et al. 2002; NICKEL & REMANE 2002)

Art	Nährpflanze	Höhenstufe
<i>Kelisia vittipennis</i> Wollgras-Spornzikade	<i>Eriophorum</i> spp.	pl-sa
<i>Kelisia ribauti</i> Schwarzlippen-Spornzikade	<i>Carex nigra</i> ?	pl-sa
<i>Paraliburnia clypealis</i> Braune Spornzikade	<i>Calamagrostis canescens</i>	pl-sm
<i>Xanthodelphax xanthus</i> Altaisporznikade	<i>Calamagrostis</i> ?, <i>Molinia</i> ?	pl-sm
<i>Paradelphacodes paludosus</i> Sumpfspornzikade	<i>Carex</i> spp.	pl-mo
<i>Oncodelphax pullulus</i> Klauensporznikade	<i>Carex nigra</i> (ua.?)	pl-sm
<i>Criomorphus moestus</i> Schwedische Spornzikade	<i>Calamagrostis canescens</i> ?	pl
<i>Stroggylocephalus livens</i> Moorerdzikade	<i>Carex</i> ?	pl-sm
<i>Zygina rosea</i> Moorfeuerzikade	<i>Betula pubescens</i>	pl-sm
<i>Macrosteles ossiannilssoni</i> Moorwanderzirpe	Cyperaceae	pl-al
<i>Cicadula saturata</i> Braunseggezirpe	<i>Carex nigra</i> (ua.?)	pl-mo
<i>Streptanus okaensis</i> Sumpf-Reitgraszirpe	<i>Calamagrostis canescens</i>	pl
<i>Sorhoanus assimilis</i> Echte Riedzirpe	<i>Carex</i> spp.	pl-mo
<i>Lebradea calamagrostidis</i> Holsteinische Moorzirpe	<i>Calamagrostis canescens</i>	pl

Tab. 2: Übersicht der tyrphophilen Zikadenarten Mitteleuropas (pl = planar-kollin, sm = submontan, mo = montan, sa = subalpin; NICKEL et al. 2002; NICKEL & REMANE 2002)

Weitere charakteristische Bewohner der Hoch- und Zwischenmoore sind *Ophiola russeola*, *Ophiola cornicula*, *Planaphrodes trifasciata* und *Limotettix striola*.

4.1.2 Zikaden der Nieder- und Quellmoore

Nach NICKEL et al. (2002) zählen Nieder- und Quellmoore zu den zikadenreichsten Lebensräumen Mitteleuropas. Vor allem Sauer- und Süßgräser (Cyperaceae, Poaceae) dienen artenreichen und spezifischen Gilden als Lebensraum. So können 30 bis 40 Arten pro Standort vorkommen. Die Arten der Nieder- und Quellmoore können aber auch im mesotrophen Nassgrünland, welches zur Streunutzung genutzt wird, oder in zeitweise überflutenden Ufergebieten vorkommen. Viele Arten der Nieder- und Quellmoore sind sensibel gegenüber Mahd und Beweidung und sind so in landwirtschaftlich intensiv genutzten Bereichen meist nicht anzutreffen (NICKEL et al. 2002).

Die bedeutendsten Sauergräser und ihre Zikadenfauna werden in Tab. 3 aufgelistet. NICKEL et al. (2002) sprechen zwar von einer unvollständigen Datenlage, jedoch schließen die Autoren aus dieser Tabelle, dass besonders „höherwüchsige, weit verbreitete und in dichten Beständen auftretende Sauergrasarten genutzt werden. Die Breite des Nährpflanzenspektrums variiert beträchtlich, wobei aber Spezialisten dominieren“ (NICKEL et al. 2002: 302).

Tab. 3: Mitteleuropäische Zikadengilden an Cyperaceen in Niedermooren (* = nach DROSOPOULOS et al.(1983), LAUTERER (1980, 1986), MOOSBRUGGER (1946), NOVOTNÝ (1995); ** = Nährpflanzenarten nicht bekannt, zitiert nach NICKEL et al. 2002: 302; NICKEL & REMANE 2002)

Art	<i>Scirpus sylvaticus</i>	<i>Eleocharis</i> spp.	<i>Schoenus</i> spp.	<i>Carex brizoides</i>	<i>C. disticha</i>	<i>C. paniculata</i>	<i>C. nigra</i>	<i>C. acuta</i>	<i>C. elata</i>	<i>C. flacca</i>	<i>C. panicea</i>	<i>C. flava</i>	<i>C. rostrata</i>	<i>C. vesicaria</i>	<i>C. acutiformis</i>	<i>C. riparia</i>	<i>C. hirta</i>
<i>Cicadula albingensis</i> Waldsimsenzirpe	X						?	?									
<i>Euconomelus lepidus</i> Sumpfried-Spornzikade		X															
<i>Macrosteles lividus</i> Teichwanderzirpe		X															
<i>Limotettix striola</i> Sumpfriedzirpe		X															
<i>Cicadula rubroflava</i> Seegraszirpe				X													
<i>Kelisia praecox</i> Seegras-Spornzikade				X						?							
<i>Florodelphax paryphasma</i> Schlüsselspornzikade					X												
<i>Stenocranus longipennis</i> Ruderspornzikade						X											
<i>Oncodelphax pullulus</i> Klauenspornzikade							X	?	?				?		?		
<i>Cicadula saturata</i> Braunseggenzirpe							X						?				
<i>Cicadella lasiocarpae</i> Sumpfschmuckzikade				?			X										
<i>Cosmotettix costalis</i> Graue Seggenzirpe							?	X	?				?	*		?	*
<i>Metalimnus formosus</i> Schöne Marmorzirpe							?	X	X				?				
<i>Cicadula flori</i> Schlankseggenzirpe					?		?	X	?							?	
<i>Kelisia guttula</i> Fleckenspornzikade										X							
<i>Kelisia irregularata</i> Blauseggen-Spornzikade										X							
<i>Anakelisia perspicillata</i> Triftenspornzikade										X							
<i>Kelisia pallidula</i> Weiße Spornzikade											X						
<i>Sorhoanus assimilis</i> Echte Riedzirpe							?				?		?				
<i>Kelisia guttulifera</i> Wegspornzikade																	
<i>Kelisia sima</i> Gelbseggen-Spornzikade												X					

Art	<i>Scirpus sylvaticus</i>	<i>Eleocharis</i> spp.	<i>Schoenus</i> spp.	<i>Carex brizoides</i>	<i>C. disticha</i>	<i>C. paniculata</i>	<i>C. nigra</i>	<i>C. acuta</i>	<i>C. elata</i>	<i>C. flacca</i>	<i>C. panicea</i>	<i>C. flava</i>	<i>C. rostrata</i>	<i>C. vesicaria</i>	<i>C. acutiformis</i>	<i>C. riparia</i>	<i>C. hirta</i>
<i>Kelisia punctulum</i> Punktierte Spornzikade															X		
<i>Cicadula frontalis</i> Große Seggenzirpe								?							X	X	
<i>Anakelisia fasciata</i> Uferseggen-Spornzikade								?							?	X	
<i>Cosmotettix caudatus</i> Diademzirpe																	X
<i>Stroggylocephalus agrestis</i> Sumpferdzikade					?		X	X	?						X		
<i>Stenocranus fuscovittatus</i> Bunte Spornzikade						X		?	X		X				?		
<i>Megamelus notula</i> Gemeine Seggenspornzikade					X		X	X	X				X	X	X	X	
<i>Notus flavipennis</i> Gemeine Seggenblattzikade				?	X	X	X	X	X				X	X	X	X	
<i>Cicadula quadrinotata</i> Gemeine Seggenzirpe				X	X	X	X	?	?				X	X	X	X	X
<i>Kelisia nervosa</i> Baltische Spornzikade								?									
<i>Kelisia confusa</i> Balkanspornzikade															?	?	*
<i>Kelisia ribauti</i> Schwarzlippen-Spornzikade							?						?	*			
<i>Delphacodes capnodes</i> 3n Weißlippen-Spornzikade								?	*						?	?	*
<i>Paradelphacodes paludosus</i> Sumpfspornzikade											?		?				
<i>Stroggylocephalus livens</i> Moorerdzikade													?	*			
<i>Forcipata citrinella</i> Riedblattzikade							?			?		?					
<i>Macustus grisescens</i> Maskengraszirpe				?		X	?	?					?		X		
<i>Stiromella obliqua</i> Mongolenspornzikade			?														
<i>Cosmotettix aurantiacus</i>** Goldseggenzirpe																	
<i>Macrosteles ossianilssonii</i>** Moorwanderzirpe																	

Die wichtigste Nahrungsquelle – neben den Sauergräsern – stellen die Süßgräser (Poaceae), wie zB das Pfeifengras (*Molinia caerulea*) und die Rasen-Schmiele (*Deschampsia cespitosa*) dar. Sind die Standorte besonders nass, dann treten noch Arten auf, welche sich von Schilf (*Phragmites australis*), und auf nährstoffreicheren Standorten von Rohr-Glanzgras (*Phalaris arundinaceae*) und Schwaden (*Glyceria* spp.), ernähren. „Von den übrigen Pflanzentaxa spielen nur noch die Binsen (*Juncus*), das Mädesüß (*Filipendula ulmaria*) und die Wasser-Minze (*Mentha aquatica*) eine nennenswerte Rolle ...“ (NICKEL et al. 2002: 303) (siehe Tab. 4).

Art	<i>Juncus</i> spp. Binsen	<i>Filipendula ulmaria</i> Mädesüß	<i>Mentha aquatica</i> Wasser-Minze
<i>Conomelus anceps</i> Gemeine Binsenspornzikade	X		
<i>Conomelus lorifer</i> Südliche Binsenspornzikade	X		
<i>Florodelphax leptosoma</i> Florspornzikade	X		
<i>Macrosteles horvathi</i> Binsenwanderzirpe	X		
<i>Eupteryx signatipennis</i> Mädesüß-Blattzikade		X	
<i>Macrosteles septemnotatus</i> Mädesüß-Wanderzirpe		X	
<i>Eupteryx thoulessi</i> Wasserminzen-Blattzikade			X

Tab. 4. Weitere Zikadengilden an Niedermoorpflanzen (NICKEL et al. 2002; NICKEL & REMANE 2002)

4.2 ZIKADEN IN ÖSTERREICHISCHEN MOOREN

Zur Zikadenfauna österreichischer Moore liegen bisher nur wenige Arbeiten vor. Dazu zählen die Arbeit von HOLZINGER & NOVOTNY (1998) über die Zikadenfauna des Pürgschachener Moores in der Steiermark sowie die zikadenkundlichen Aufnahmen im Rahmen des Naturführers Sablatnigmoor in Kärnten (WIESER et al. 1995), des Naturführers Hörfeldmoor (NATURSCHUTZVEREIN HÖRFELD-MOOR 2000) und die Arbeit von von LEISING (1977) zu Zikaden des zentralalpinen Hochgebirges (Obergurgl, Tirol).

4.3 ZIKADEN ALS BIOINDIKATOREN

Da diese Arbeit eine naturschutzfachliche Bewertung beinhaltet und bereits auf den vorigen Seiten erwähnt wurde, dass Zikaden gute Bioindikatoren darstellen, werden in diesem Abschnitt die wichtigsten Argumente dafür dargelegt.

Zikaden wurden in Mitteleuropa in den vergangenen Jahren bis Jahrzehnten mehrfach als Indikatorgruppe, zB zur naturschutzfachlichen Bewertung von Grünlandökosystemen, eingesetzt. Mittlerweile sind gute und auch illustrierte Bestimmungswerke für diese Tiergruppe vorhanden. So sind nun auch die wichtigsten Informationen zur Biologie dieser Tiere (Lebenszyklus, Überwinterung, Phänologie, Nährpflanze, ...) weitgehend bekannt.

In Mitteleuropa sind sie eine relativ artenreiche, aber überschaubare Artengruppe, welche in allen terrestrischen Lebensräumen präsent ist. Sie treten in ausreichend hohen Arten- und Individuenzahlen auf und sind sehr abhängig von den Eigenschaften ihres Lebensraumes. Va. das Mikroklima, die Vegetationsstruktur und die Nährpflanzenausstattung bestimmen ihr Vorkommen. Als Pflanzensaftsauger können Zikaden, wenn sie in hohen Dichten auftreten, die Vegetationszusammensetzung und -dynamik beeinflussen. Auch nehmen sie eine zentrale funktionale Stellung im Nahrungsnetz ein. Aufgrund ihres Arten- und Individuenreichtums und ihrer guten Erfassbarkeit können Zikaden auch in Lebensräumen als Indikatorgruppe herangezogen werden, in welchen andere phytophage Tiergruppen mit nur sehr wenigen Arten und sehr geringen Individuendichten vorkommen. Ein weiterer Grund, weshalb diese Tiergruppe als Indikator gut geeignet ist, ist ihre räumliche und zeitliche Sensivität. Viele Arten reagieren relativ kleinräumig und kurzfristig auf Veränderungen in ihrem Lebensraum und können diese meist schneller anzeigen als die Vegetation. So ist es auch möglich, rasch parzellenscharfe Aussagen zum Zustand einer Fläche zu treffen (ACHTZIGER et al. 2012).



Abb. 25: Schneeheidezikade (*Ulopa carneae*; G. Kunz)

5.1 UNTERSUCHUNGSFLÄCHEN – AUSWAHL UND BESCHREIBUNG

In der folgenden Tabelle werden die Moore des Böhmerwaldes und seiner Ausläufer, sortiert nach ihrer Größe, aufgelistet. Die Daten stammen von der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.). Eine Karte mit der Übersicht über die Moore befindet sich auf Seite 46. Da sich das „Moor bei Schönegg“ und das „Loipersberger Moor weit entfernt von allen restlichen Moorflächen befinden, wurde aus grafischen Gründen auf die Darstellung dieser Moore verzichtet.

Moornummer	Moorname	Ist-Zustand	Größe [m ²]	Moortyp	Katastralgemeinde
41302901	Bayrische Au	3a	337.537	Hochmoor	Unterneudorf
41300101	Semmelau	4	120.683	Hochmoor	Unterneudorf
41302801	Moarhanslwiese	4	72.712	Übergangsmoor	Unterneudorf
41300601	Stadlau	3b	71.127	Versumpfungsmoor	Klafter
41300301	Moor am Iglbach	3a	38.742	Übergangsmoor	Unterneudorf
41302601	Mooswiesen-Torfau	4	29.200	Überflutungsmoor	Berdetschlag
41301001	Deutsches Haidl	3a	27.770	Hochmoor	Schwarzenberg
41300901	Auerl	2	24.810	Hochmoor	Schwarzenberg
41302301	Enzianwiese	4	23.807	Überrieselungsmoor	Berdetschlag
41301901	Hirschlackenau	2	19.954	Hochmoor	Schindlau
41300801	Böhmisches Haidl	4	16.069	Hochmoor	Schwarzenberg
41302201	Galiau	3b	15.878	Versumpfungsmoor	Aigen
41301301	Krottenseeau	4	14.260	Hochmoor	Schwarzenberg
41302001	Moor bei Sonnwald	4	13.476	Überflutungsmoor	Aigen
41301401	Quellwald bei Grundseeau	3a	11.011	Quellmoor	Schwarzenberg
41300401	Loipersberger Moor	4	10.408	Übergangsmoor	Pfarrkirchen
41303001	Moor bei Schönegg	4	9.474	Überrieselungsmoor	Schönegg
41302501	Schwarzau	4	9.238	Versumpfungsmoor	Klafter
41301101	Buchetbachmoos	1	8.592	Quellmoor	Schwarzenberg
41301801	Neumüllerwiese	3b	7.960	Hochmoor	Klafter
41301701	Langwiese	3b	7.866	Übergangsmoor	Hintenberg
41301501	Auerl beim Fleischhackerberg	3b	7.689	Durchströmungsmoor	Hintenberg
41302702	Pfossierwiese	4	7.307	Hochmoor	Unterneudorf
41302401	Orchideenwiese	3b	6.449	Überrieselungsmoor	Klafter
41300501	Moor bei Schwarzenberg	3a	5.132	Überrieselungsmoor	Schwarzenberg
41301703	Langwiese Ost	5	4.447	Durchströmungsmoor	Hintenberg
41302701	Moritzwiese	3b	4.361	Übergangsmoor	Unterneudorf
41301702	Langwiese West	5	4.184	Durchströmungsmoor	Hintenberg
41302101	Quellwald bei der Neumüllerwiese	3a	3.462	Quellmoor	Hintenberg
41300201	Moor im Trautwald	5	2.024	Hochmoor	Unterneudorf
41301601	Jankowiese	3a	1.781	Durchströmungsmoor	Hintenberg
41300701	Hufbergmoor	1	1.303	Quellmoor	Schwarzenberg
41301704	Langwiese Süd	4	806	Überrieselungsmoor	Hintenberg
41301202	Moor bei Grundseeau West	3a	688	Verlandungsmoor	Schwarzenberg
41301201	Moor bei Grundseeau Ost	3a	456	Verlandungsmoor	Schwarzenberg

Tab. 5: Überblick über die Moore des Böhmerwaldes (Ist-Zustand: 1 = unberührt und naturnah, 2 = bedingt naturnah bis schwach kulturgeprägt, 3a = stark kulturbetont aber relativ stabil, 3b = stark kulturgeprägt und instabil, 4 = reparabel gestört und naturfern, 5 = irreparabel gestört und naturfremd nach PÖSTINGER & REIMOSER 2008; OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

Erläuterungen zu Tab. 5: Die Moornummer folgt den Datenblättern der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.). In der Spalte Moortyp (Gliederung nach STEINER 1992) wird der dominante (soweit vorhanden) oder der ursprüngliche (bei gestörten Mooren) Typ ausgewiesen. Eine nähere Beschreibung zur Definition „Moortyp“, „Moornummer“, „Ist-Zustand“, etc. findet sich im Aufnahmeschlüssel von PÖSTINGER & REIMOSER (2008).

Für die Auswahl der zu beprobenden Moorflächen wurden die Moorbeschreibungen der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) zu Hilfe genommen. Die wichtigsten Kriterien waren die Moorgröße und das Schaffen einer repräsentativen Vielfalt an Moortypen. Auch Detailinformationen zu den Mooren (Datenbankauszüge aus dem Moorentwicklungskonzept der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) wurden bei der Auswahl berücksichtigt. In Tab. 6 sind die ausgewählten Moore dargestellt.

Moornummer	Moorname	Ist-Zustand	Größe [m ²]	Moortyp	Katastralgemeinde
41302901	Bayrische Au	3a	337.537	Hochmoor	Unterneudorf
41300101	Semmelau	4	120.683	Hochmoor	Unterneudorf
41302801	Moarhanslwiese	4	72.712	Übergangsmoor	Unterneudorf
41300601	Stadlau	3b	71.127	Versumpfungsmoor	Klafter
41300301	Moor am Iglbach	3a	38.742	Übergangsmoor	Unterneudorf
41302601	Mooswiesen-Torfau	4	29.200	Überflutungsmoor	Berdetschlag
41301001	Deutsches Haidl	3a	27.770	Hochmoor	Schwarzenberg
41302401	Orchideenwiese	3b	6.449	Überrieselungsmoor	Klafter

Tab. 6: Untersuchungsflächen im Böhmerwald (Ist-Zustand: 1 = unberührt und naturnah, 2 = bedingt naturnah bis schwach kulturgeprägt, 3a = stark kulturbetont aber relativ stabil, 3b = stark kulturgeprägt und instabil, 4 = reparabel gestört und naturfern, 5 = irreparabel gestört und naturfremd nach PÖSTINGER & REIMOSER 2008)

In den folgenden Abschnitten werden die ausgewählten Moore näher beschrieben. Dabei handelt es sich um Standortinformationen, historische und aktuelle Zustandsbeschreibungen und die Vegetation der Untersuchungsflächen. Die Vegetationsdaten der Moore stehen meist in Form von Artenlisten (gegliedert nach den aufgenommenen Vegetationstypen) zur Verfügung. Wurde im Rahmen des Moorentwicklungskonzeptes auch die Dominanz aufgenommen, so erfolgte dies nach der Methode von Braun-Blanquet (1964). Grundlage für folgende Beschreibungen sind die Datenbankauszüge des Moorentwicklungskonzeptes der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.).

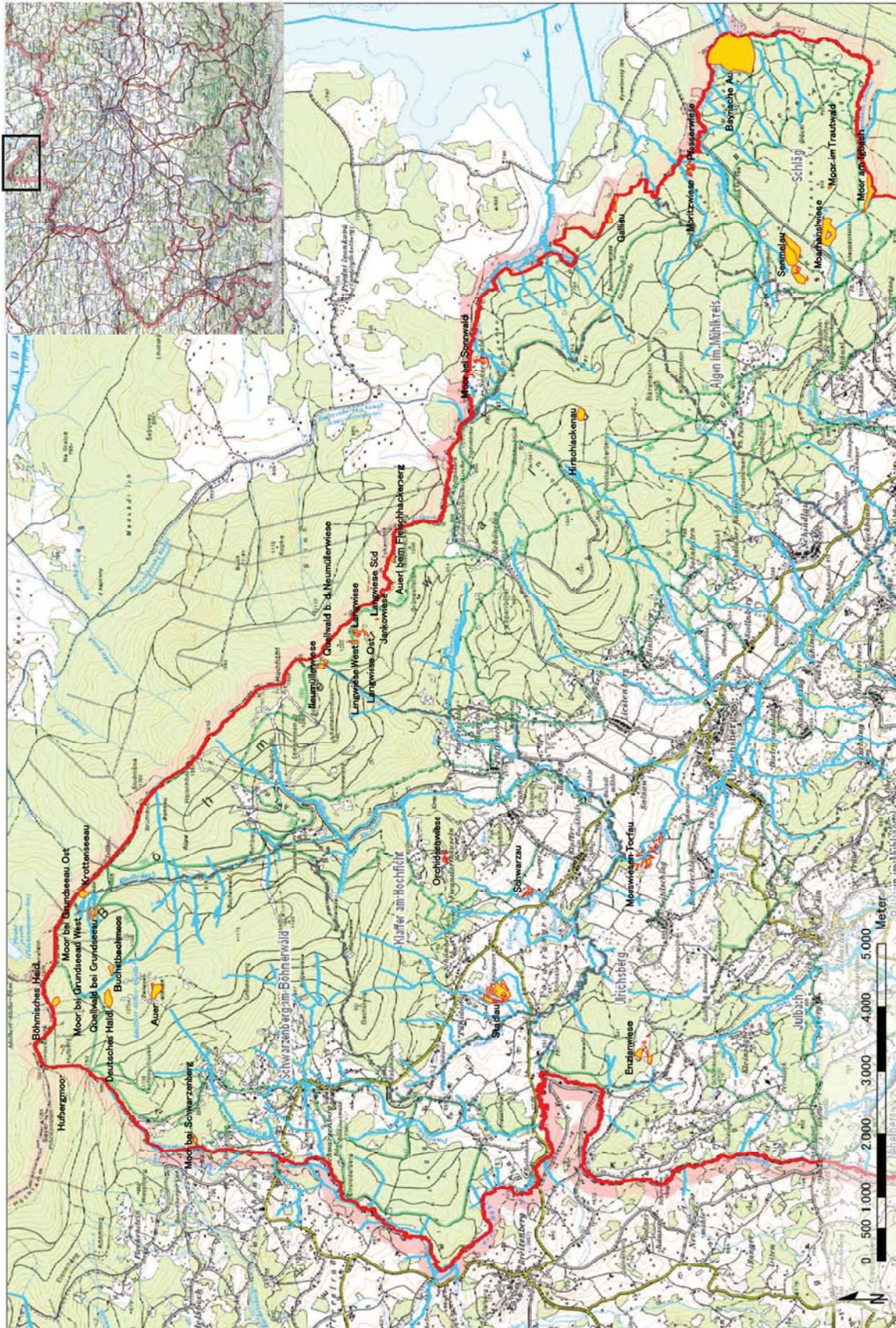


Abb. 26: Moore des Böhmerwaldes (Datengrundlage: Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.; Grundkarte ÖK50 – WMS-Dienst des Landes Oberösterreich)

5.1.1 Bayrische Au

Moornummer	41302901	Gemeinde	Schlägl
Seehöhe [m]	720	Größe [m ²]	337.537
Geländeform	Talboden	Neigung [°]	Exposition
Azidität	sauer	Trophie	oligotroph
Moortyp	Hochmoor		
Weitere Moortypen			
Schutzstatus	N2000, NWR	Schutzcode	AT3121000, OEKF01281

Tab. 7: Eckdaten der Bayrischen Au (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

Historischer Zustand:

Die Bayrische Au wird 1911 von RIEDER et al. (1911, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) als 180 ha großes und über 2 m tiefes Hochmoor („Bairische Au“) beschrieben, welches aber bereits damals durch Forst und Torfstich zum Teil entwässert war (RIEDER et al. 1911, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.). Torf dürfte auch nach dem 2. Weltkrieg gestochen worden sein (FUCHS et al. 2007). Es gab schließlich auch Untersuchungen des Torfes der Bayrischen Au bezüglich der Heilkraft (Kronenzeitung vom 13.01.1974, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Zur Entstehung des Moores gibt es unterschiedliche Meinungen. Manche Autoren vertreten die Ansicht, dass das Spirken-Hochmoor erst durch mittelalterliche Rodungen entstanden ist und somit kein Relikt aus dem Spätglazial oder frühen Postglazial darstellt (KRAL in ZUKRIGL 1990, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.). Die andere Hypothese ist, dass die Entstehung dieses Moores schon auf das ausklingende Spätglazial zurück geht. Diese Ansicht beruht auf den Pollendiagrammen von SCHMIDT (1977, zitiert nach KRISAI & SCHMIDT 1983: 64, s. Abb. 27).

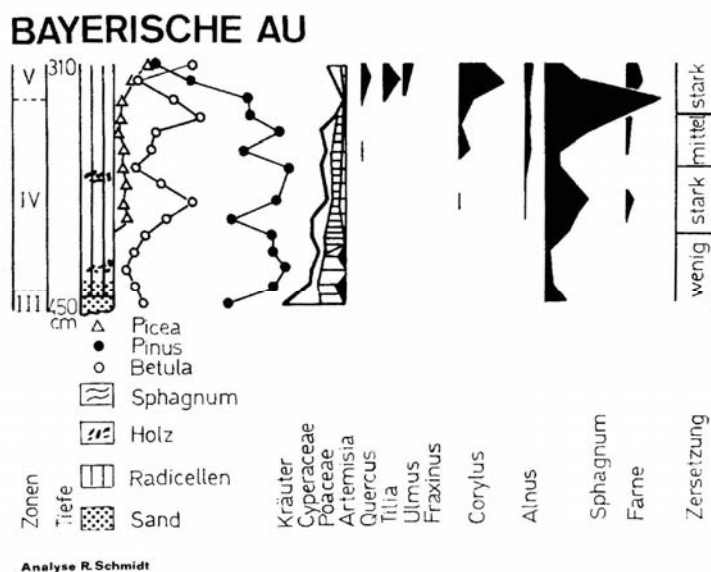


Abb. 27: Pollendiagramm der Bayerischen Au (KRISAI & SCHMIDT 1983)

KRISAI & SCHMIDT (1983) beschreiben die Fläche des Moores mit einer Tiefe von mehr als 0,5 m Torf mit ca. 31 ha, wovon ca. 15 ha noch naturnah waren. Der Rest bestand aus Forst. Laut den Autoren war das Moor damals sehr trocken und durch tiefe Gräben vorentwässert. Schlenken und Erosionsformen gab es keine und im nördlichen Teil des Moores befand sich ein alter, weitgehend verwachsener Torfstich. Die anschließende Wiese war sekundär vom Moldau-Stausee her vernässt. Die Bayerische Au wird als das einzige größere Spirkenhochmoor auf österreichischem Boden genannt.

Dunzendorfer (1971, Meldeblatt zur Erfassung österreichische Moore, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) spricht von einem 60 ha großen, durch Verlandung entstandenen Spirkenhochmoor. Er beschreibt es als seltenes Eiszeitrelikt in gutem Zustand – nur ein kleiner Torfstich am Abflussgraben.

Im Bohr-Längsprofil der Bayerischen Au von DUNZENDORFER (1974) ist eine maximale Torftiefe von 4,6 m eingezeichnet (s. Abb. 28). Außerdem erläutert DUNZENDORFER (1974) auch das Vegetationsbild des Moores (s. Abb. 29).

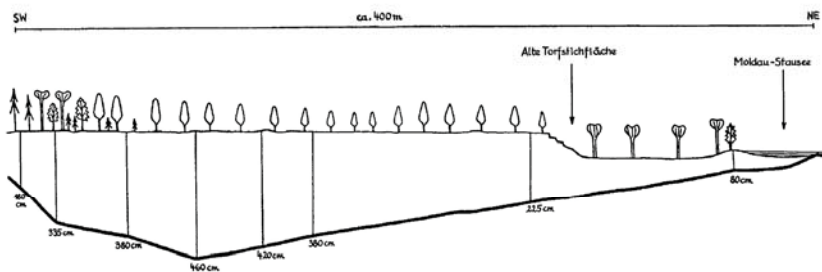
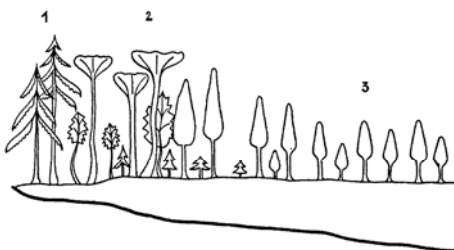


Abb. 28: Bohr-Längsprofil durch die Bayerische Au (DUNZENDORFER 1974)



- 1 Echter Feilschenmoosfichtenwald (*Bazzania-Piceetum typicum*)
- 2 Fichten-Bergkiefernbruch (*Vaccinio-Mugetum piceorum*)
- 3 Bergkiefernmoor (*Vaccinio-Mugetum typicum*)



Fichte (*Picea excelsa*)



Moorbirke (*Betula pubescens*)



Höhenkiefer (*Pinus sylvestris*)



„Spätkiefer“ (*Pinus mugo* var. *arbores* = *P. mugo* ssp. *rotundata*)

Abb. 29: Gesellschaften der Bayerischen Au; Randwald und zentrale Moorfläche (DUNZENDORFER 1974)

STEINER (1982, 1992, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) beschreibt die Bayrische Au als sauer-oligotrophes Regenmoor von nationaler Bedeutung, welches ca. 18 ha groß, naturnah und durch randliche Entwässerung beeinträchtigt ist. Er spricht vom einzigen Beispiel dieses Moortyps im Norden Österreichs und davon, dass die Entwässerung zur Förderung des Spirkenbestandes geführt hat. Auch ZUKRIGL (1990, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) bemerkt eine Zunahme von Bäumen (vitale Fichten, Faulbaum) und deutet eine Entwicklung zum Fichtenwald hin an.

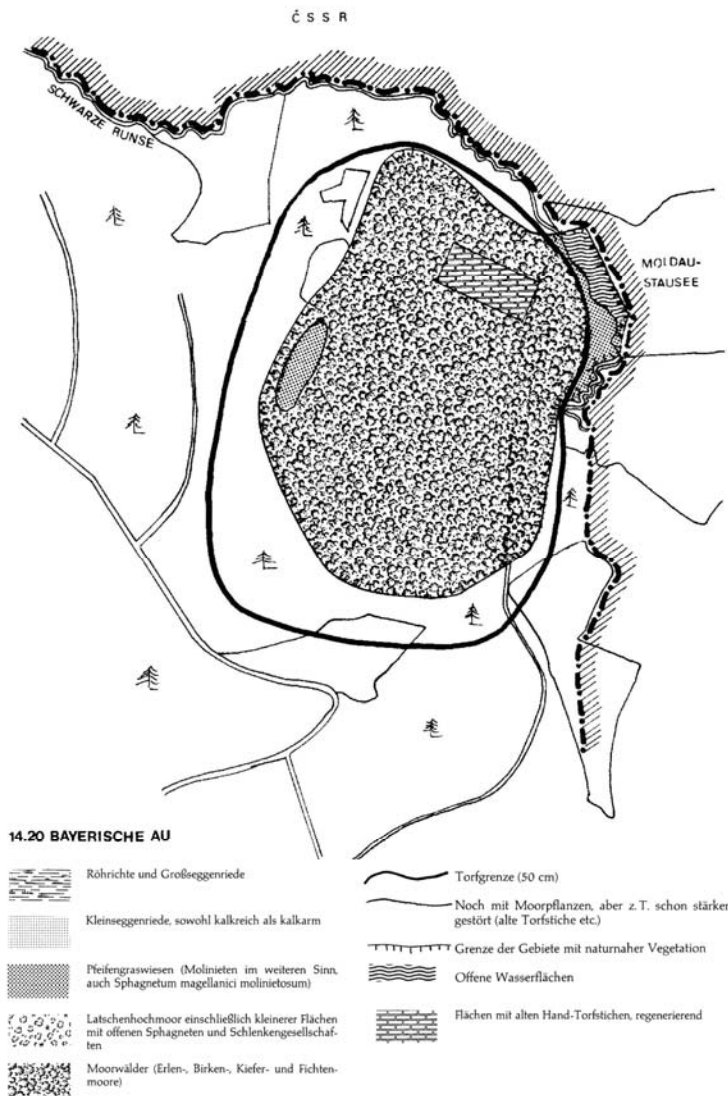


Abb. 30: Lageplan Bayrische Au (KRISAI & SCHMIDT 1983)

Ist-Zustand:

Die OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) beschreibt die Bayrische Au als das größte Spirken-Hochmoor (*Pinus x rotundata*) dieser Art in Österreich. Die Spirken wurden durch die Gräben und Torfstiche auf Kosten des typischen Hochmoor-Mosaikes aus Bulten und Schlenken gefördert.

Am Ufer des Sees kommt eine mehr oder wenig saure und nasse Niedermoor- und Verlandungszone mit viel Schnabelsegge, Pfeifengras, Rohrglanzgras und Spitz-Segge vor. Der Großteil der Randbereiche wurde mit Fichten aufgeforstet.

Die Bayrische Au ist ein ziemlich „uriges“, landschaftlich schönes Spirkenhochmoor, und so führt auch ein befestigter Wanderweg durch das Moor.

Der Ist-Zustand wird nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) als „stark kulturbetont aber relativ stabil“ (3a) eingestuft. Das Moor wird nicht mehr genutzt. Als prioritäre FFH-Art wird der Hochmoorlaufkäfer (*Carabus menetriesi pacholei*) genannt, welcher in PAILL et al. (2006) näher untersucht wurde. Als weitere naturschutzfachliche Besonderheiten werden im Moorentwicklungskonzept der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) Spirke, Moorbirke (*Pinus x rotundata*), Rosmarinheide, Moosbeere, Rauschbeere, Scheidiges und Langblättriges Wollgras, Spitzsegge, Grau-Segge, Sumpflblutauge und diverse Moose (*Sphagnum magellanicum*, *S. fallax*, *S. palustre*, *S. angustifolium*, *S. girgensohnii*, *S. capillifolium*, *Aulacomnium palustre*, *Polytrichum strictum*) genannt. SCHEUCHENPFLUG (1988) spricht von 514 Schmetterlingsarten – davon 64 Rote Liste-Arten – in der Bayerischen Au.

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... Caricetum rostratae:

<i>Agrostis canina</i> L.		<i>Betula</i> spec.	
<i>Calamagrostis canescens</i> (F. H. Wigg.) Roth	3	<i>Carex acuta</i> L.	
<i>Carex canescens</i> L.		<i>Carex nigra</i> (L.) Reichard	
<i>Carex rostrata</i> Stokes	3	<i>Carex vesicaria</i> L.	
<i>Eriophorum angustifolium</i> Honck.		<i>Frangula alnus</i> Mill.	
<i>Juncus effusus</i> L.	2	<i>Juncus filiformis</i> L.	
<i>Lysimachia vulgaris</i> L.		<i>Lythrum salicaria</i> L.	
<i>Molinia caerulea</i> (L.) Moench	2	<i>Phalaris arundinacea</i> L.	1
<i>Pinus sylvestris</i> L.		<i>Populus tremula</i> L.	
<i>Potentilla palustris</i> (L.) Scop.	+	<i>Sphagnum fallax</i> (Klinggr.) Klinggr. p. p.	4

(OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

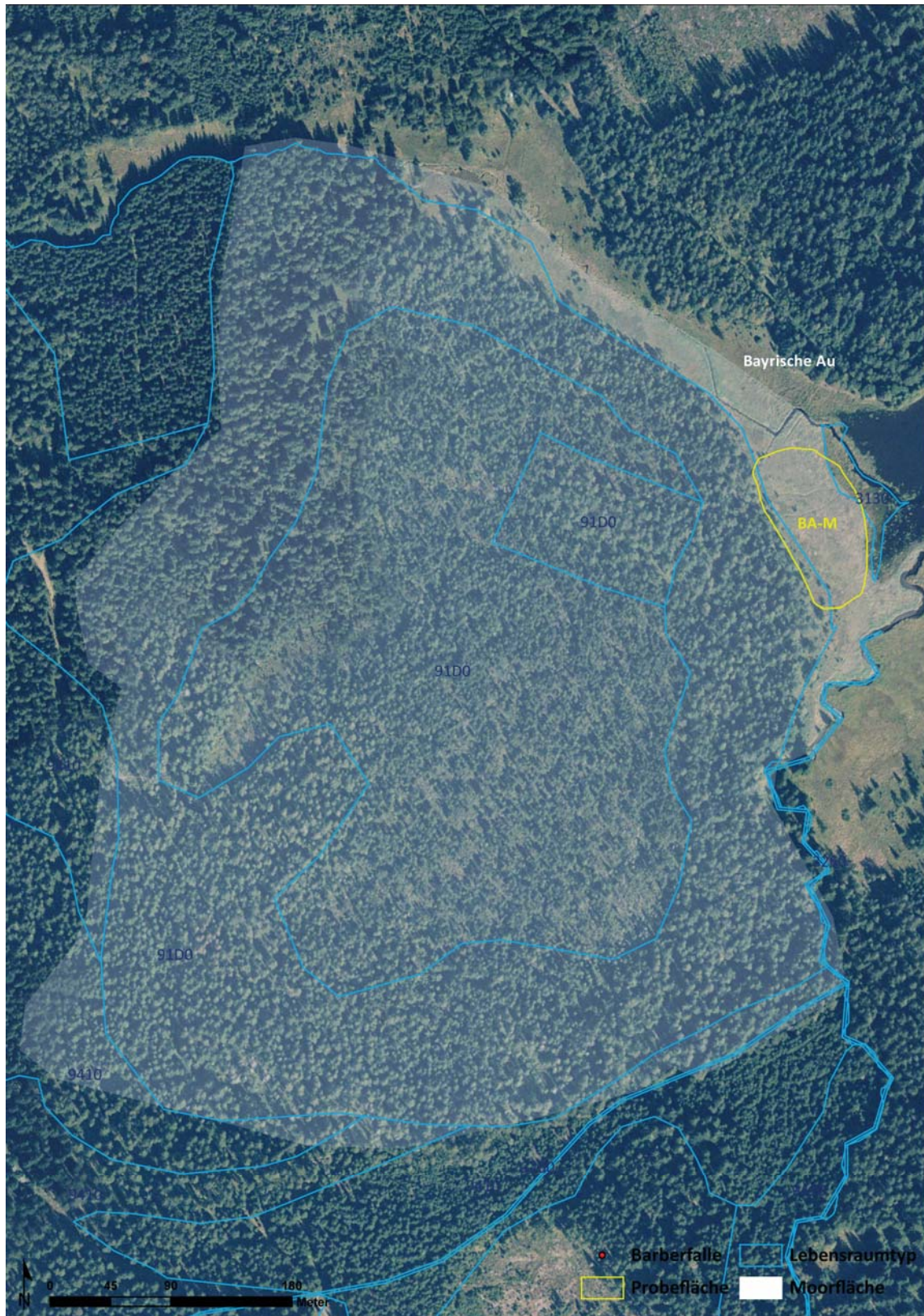


Abb. 31: Übersicht über die beprobte Fläche der Bayrischen Au (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 32: Probefläche (BA-M) in der Bayrischen Au (L. Schlosser)

5.1.2 Semmelau

Moornummer	41300101	Gemeinde	Schlägl
Seehöhe [m]	835	Größe [m ²]	120.683
Geländeform	Hang	Neigung [°]	Exposition
Azidität	sauer	Trophie	oligotroph–mesotroph
Moortyp	Hochmoor		
Weitere Moortypen	Übergangsmoor		
Schutzstatus	N2000	Schutzcode	AT3121000

Tab. 8: Eckdaten der Semmelau (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

Historischer Zustand:

1971 wird die Semmelau noch als 0,5 ha großer Moormischtyp (Hoch- und Übergangsmoor), entstanden durch Verlandung, beschrieben. Weiters ist dabei die Rede von einem Talmoor und die Semmelau wird als „Oberhaager Moor“ genannt (DUNZENDORFER 1971, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.). Wurde das Moor früher noch als natürliches Rotföhrenmoor ohne unmittelbare Gefährdung beschrieben (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.), so wird in späteren Literaturquellen (STEINER 1992 und KRISAI & SCHMIDT 1983) das Moor aufgrund der starken forstlichen Veränderung nicht mehr berücksichtigt (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Ist-Zustand:

Im Rahmen des Moorentwicklungskonzeptes der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) wird die Semmelau als stark degradierter Hochmoorrest beschrieben, der trotz starker forstlicher Beeinträchtigung im Unterwuchs noch durchwegs Zeiger der ursprünglichen Vegetation aufweist, wie zB Moorbirken, Rauschbeeren und Torfmoose. Im Laufe der Zeit wurde der ursprüngliche Rotföhren-Moorwald durch Fichten ersetzt. Die OÖ. Umweltschutzverwaltung spricht, trotz der Aufforstungen, von einem zumindest potentiellen Torfmoos-Fichtenwald. Die im Westen liegende feuchte Streuwiese weist typische saure Moorwald-Ersatzvegetation (Junco-Molinietum, Eriophoro angustifolii-Nardetum, Caricetum nigrae) auf.

Der Ist-Zustand wird von der OÖ. Umweltschutzverwaltung als „reparabel gestört und naturfern“ (4) bewertet. Genutzt wird das Moor forstlich, jagdlich und in Form der Streunutzung.

Als naturschutzfachliche Besonderheiten werden Schmalblatt-Wollgras, Scheidiges Wollgras, Rauschbeere, Igel-Segge, Fieberklee, Moorbirke (teilweise Bastarde) und diverse Moose (*Dicranum polysetum*, *Leucobryum glaucum*, *Sphagnum palustre*, *Sphagnum girgensohnii*, *Sphagnum recurvum* agg., *Sphagnum angustifolium* u.a.) angeführt (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... Junco-Molinietum:

Agrostis spec.
Carex echinata Murray
Dicranum scoparium Hedw.
Molinia caerulea (L.) Moench
Polytrichum formosum Hedw.
Rhytidiadelphus squarrosus (Hedw.) Warnst.
Vaccinium myrtillus L.

Calluna vulgaris (L.) Hull
Carex nigra (L.) Reichard
Juncus effusus L.
Pleurozium schreberi (Hedw.) Mitt.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Sphagnum russowii Warnst.
Viola palustris L.

... Sphagno girgensohnii-Piceetum:

Abies alba Mill.
Betula pubescens Ehrh.
Carex echinata Murray
Dicranum polysetum Sw.
Dryopteris carthusiana (Vill.) H. P. Fuchs
Frangula alnus Mill.
Juncus effusus L.
Menyanthes trifoliata L.
Oxalis acetosella L.
Pleurozium schreberi (Hedw.) Mitt.
Sorbus aucuparia L.
Sphagnum fallax (Klinggr.) Klinggr. p. p.
Sphagnum palustre L.
Vaccinium myrtillus L.

Avenella flexuosa (L.) Drejer
Calluna vulgaris (L.) Hull
Dicranodontium denudatum (Brid.) Britt.
Dicranum scoparium Hedw.
Fagus sylvatica L.
Hylocomium splendens (Hedw.) Schimp.
Leucobryum glaucum (Hedw.) Ångstr.
Molinia caerulea (L.) Moench
Picea abies (L.) H. Karst.
Polytrichum formosum Hedw.
Sphagnum angustifolium (Russ.) C. Jens.
Sphagnum girgensohnii Russ.
Sphagnum russowii Warnst.
Vaccinium uliginosum L.

... Eriophoro-Nardetum:

Calluna vulgaris (L.) Hull
Molinia caerulea (L.) Moench
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Vaccinium uliginosum L.

Juncus effusus L.
Nardus stricta L.
Vaccinium myrtillus L.
Vaccinium vitis-idaea L.

... Sphagnetum magellanici:

Avenella flexuosa (L.) Drejer
Carex echinata Murray
Eriophorum angustifolium Honck.
Frangula alnus Mill.
Juncus filiformis L.
Molinia caerulea (L.) Moench
Picea abies (L.) H. Karst.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Sphagnum palustre L.
Vaccinium myrtillus L.
Vaccinium uliginosum L.
Viola palustris L.

Calluna vulgaris (L.) Hull
Carex nigra (L.) Reichard
Eriophorum vaginatum L.
Homogyne alpina (L.) Cass.
Melampyrum pratense L.
Nardus stricta L.
Polytrichum formosum Hedw.
Sphagnum girgensohnii Russ.
Sphagnum russowii Warnst.
Vaccinium oxycoccus L.
Vaccinium vitis-idaea L.

... Caricetum nigrae:

<i>Carex nigra</i> (L.) Reichard	2
<i>Molinia caerulea</i> (L.) Moench	1
<i>Sphagnum recurvum</i> P. Beauv.	5

(Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

<i>Carex brizoides</i> L.	+
<i>Eriophorum angustifolium</i> Honck.	3
<i>Nardus stricta</i> L.	+

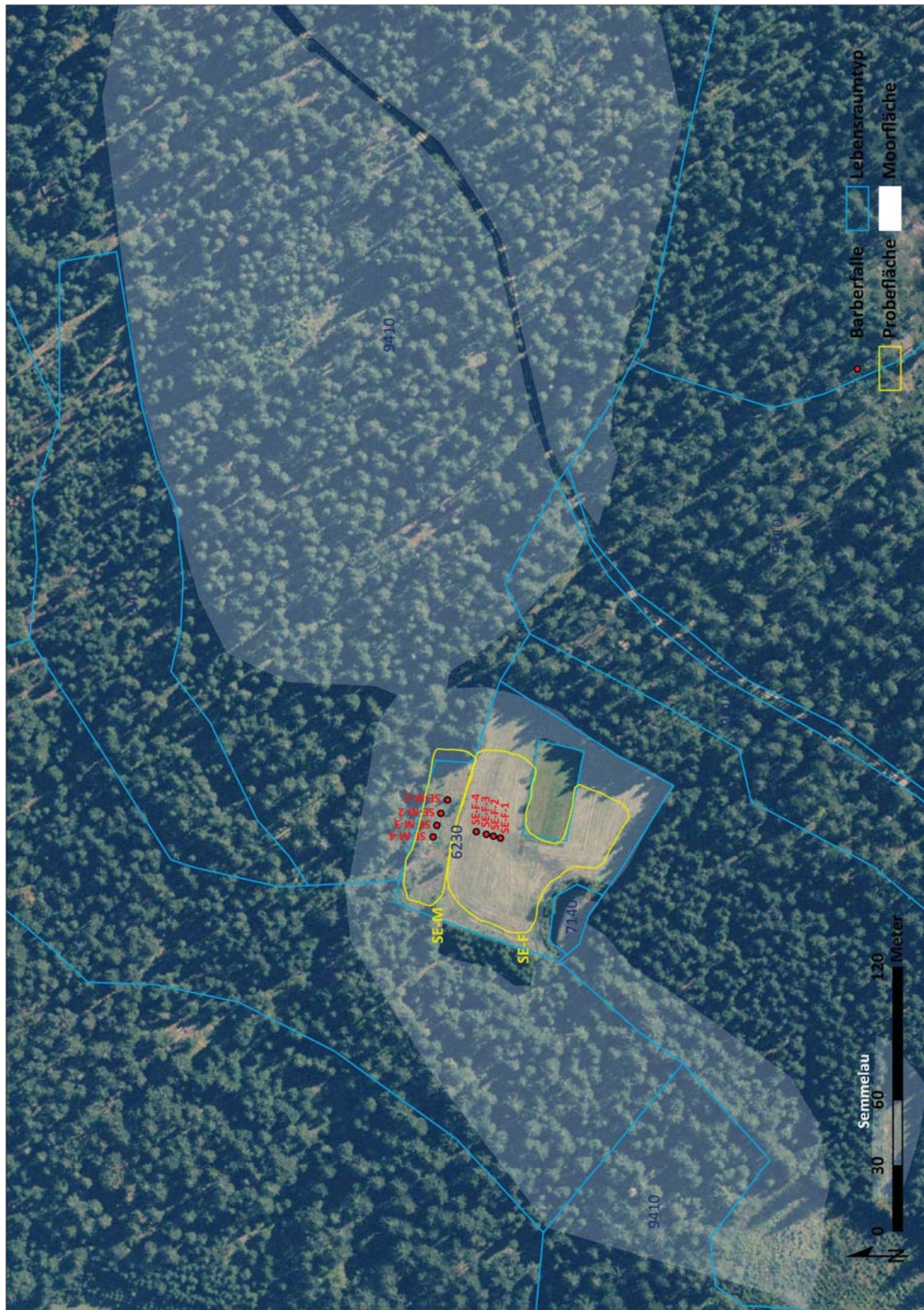


Abb. 33: Übersicht über die beprobte Fläche der Semmelau (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 34: Übersicht über die Probeflächen in der Semmelau (SE-F siehe Foto oben und rechts unten; SE-M siehe Fotos links unten; D. Hammerschmid, L. Schlosser)

5.1.3 Moarhanslwiese

Moornummer	41302801	Gemeinde	Schlägl		
Seehöhe [m]	820	Größe [m ²]	72.712		
Geländeform	Hang	Neigung [°]	5–8	Exposition	SO
Azidität	sauer	Trophie	mesotroph		
Moortyp	Übergangsmoor				
Weitere Moortypen	Überrieselungsmoor, Hochmoor				
Schutzstatus	N2000		Schutzcode	AT3121000	

Tab. 9: Eckdaten der Moarhanslwiese (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

Historischer Zustand:

Im Datenbankauszug der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) wird die Moarhanslwiese im historischen Zustand als großes Hochmoor mit viel Moorrandwald beschrieben, welches möglicherweise im Südosten bis zum Moor beim Igelbach und im Nordwesten bis zur Semmelau reichte. Entstanden ist das Moor vermutlich durch Überrieselung bzw. Durchströmung. In einer Erhebung der Landschaftselemente des Stiftes Schlägl (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) wird der baumfreie Moorteil als anmoorige Wiese mit Fieberklee, *Orchis maculata*, *Carex panicea*, etc. und als ökologisch höchstwertiger Feuchtstandort im Wald beschrieben.

Ist-Zustand:

Im Rahmen des Moorentwicklungskonzeptes wird die Fläche als große Fichtenforstfläche auf Torf und kleiner baumfreier Moarhanslwiese mit Hoch- und Niedermoorresten im Süden dargestellt. Im Nordwesten der Wiese stockt ein junger und dichter Fichtenforst auf Torf – Moorvegetation kommt hier nicht mehr auf. Im Unterwuchs des restlichen Fichtenforstes, welcher durch zahlreiche Gräben durchzogen ist, findet sich noch durchwegs typische Moorrandwaldvegetation, wie Igel- und Grau-Segge, etliche Torfmoose und Siebenstern. Die Wiese ist stark eutrophiert und durch die vielen Gräben und Spurrillen ergibt sich ein feines Vegetationsmosaik. So finden sich inmitten der nährstoffreichen Feuchtwiese sehr kleinflächige Bulflächen mit Hochmoorvegetation (Torfmoose, Scheidiges Wollgras, Moosbeere). Die Wiese wird sekundär überrieselt und entwässert in den Igelbach (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Die Bewertung des Ist-Zustandes erfolgt mit der Zahl 4, dh. „reparabel gestört und naturfern“. Das Moor wird forstlich und als Wasserreserve genutzt.

Als naturschutzfachliche Besonderheiten werden Scheidiges und Schmalblättriges Wollgras, Fieberklee, Geflecktes Knabenkraut, Schnabel-Segge, Braun-Segge, Igel-Segge, Grau-Segge, Teich-Schachtelhalm, Moosbeere, Rauschbeere, Siebenstern, und diverse Torfmoose (*Sphagnum magellanicum*, *S. palustre*, *S. cf. papillosum*, *S. girgensohnii*, *S. angustifolium* u. a.) genannt (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... Sphagno girgensohnii-Piceetum

Abies alba Mill.
Bazzania trilobata (L.) S. Gray
Carex brizoides L.
Carex echinata Murray
Picea abies (L.) H. Karst.
Senecio aquaticus Hill
Sorbus aucuparia L.
Sphagnum girgensohnii Russ.
Sphagnum palustre L.
Trientalis europaea L.

Avenella flexuosa (L.) Drejer
Calamagrostis spec.
Carex canescens L.
Dicranum scoparium Hedw.
Polytrichum formosum Hedw.
Soldanella spec.
Sphagnum capillifolium (Ehrh.) Hedw.
Sphagnum magellanicum Brid.
Sphagnum russowii Warnst.
Vaccinium myrtillus L.

... Scheuchzerio-Caricetea fuscae

Ajuga reptans L.
Carex nigra (L.) Reichard
Carex rostrata Stokes
Drepanocladus spec.
Galium uliginosum L.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Sphagnum angustifolium (Russ.) C. Jens.
Viola palustris L.

Carex echinata Murray
Carex panicea L.
Dactylorhiza maculata (L.) Soó
Equisetum fluviatile L.
Menyanthes trifoliata L.
Ranunculus aconitifolius L.
Sphagnum russowii Warnst.

... Sphagnetum magellanicum

Agrostis canina L.
Carex echinata Murray
Carex rostrata Stokes
Luzula multiflora (Retz.) Lej.
Sphagnum palustre L.
Trientalis europaea L.
Vaccinium oxycoccos L.
Valeriana dioica L.

Calamagrostis spec.
Carex nigra (L.) Reichard
Festuca rubra aggr.
Nardus stricta L.
Sphagnum papillosum Lindb.
Vaccinium myrtillus L.
Vaccinium uliginosum L.
Viola palustris L.

(Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

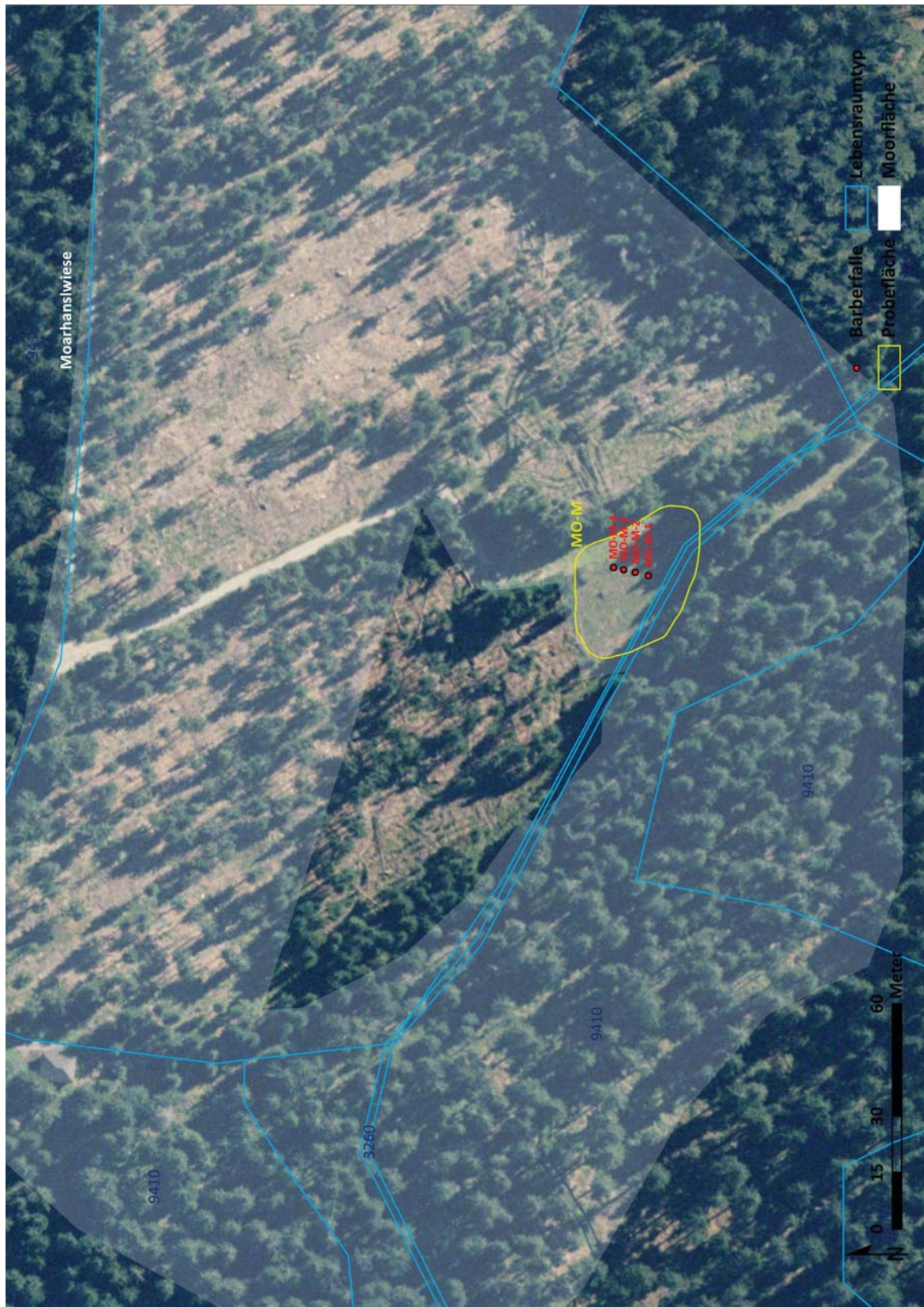


Abb. 35: Übersicht über die beprobte Fläche der Moarhanslwiese (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 36: Übersicht über die Probefläche MO-M auf der Moarhanslwiese (L. Schlosser)

5.1.4 Stadlau

Moornummer	41300601	Gemeinde	Klafter am Hochficht
Seehöhe [m]	610	Größe [m ²]	71.127
Geländeform	Talboden	Neigung [°]	Exposition
Azidität	sauer–subneutral	Trophie	mesotroph–eutroph
Moortyp	Versumpfungsmoor		
Weitere Moortypen	Hochmoor		
Schutzstatus	NSG, N2000	Schutzcode	N114, AT3121000

Tab. 10: Eckdaten der Stadlau (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.; DORIS – Geoinformationssystem des Landes Oö.)

Historischer Zustand:

Bereits 1911 (RIEDER et. al 1911, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) ist in der Stadlau ein alter Torfstich vorhanden und das Moor wird als entwässertes Hochmoor charakterisiert. Die Torftiefe wird mit ca. 1 m angegeben.

Ist-Zustand:

Bei der Stadlau handelt es sich um einen entwässerten und teilweise stark eutrophierten bzw. erodierten Versumpfungs- bzw. Hochmoorrest. Die Stadlau ist ein Naturschutzgebiet. Teile werden zeitweise mit Rindern beweidet. Die restlichen Flächen sind einschürige Wiesen (va. im Zentrum) oder Brachen (Norden). Die ursprüngliche Moorvegetation ist nur mehr teilweise existent – alle Pflanzengesellschaften befinden sich in Degradation. Das Moor ist durchsetzt von *Picea abies*, *Alnus glutinosa*, *Salix cinerea*, *Betula pendula*, *Populus tremula* und *Quercus robur*. Das nährstoffreiche Wasser des Peternbaches, welcher das Moor hydrologisch in West- und Ostteil trennt, düngt die Uferbereiche (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Der Ist-Zustand der Stadlau wird als „stark kulturgeprägt und instabil“ (3b) beurteilt. Das Moor wird landwirtschaftlich (einschürige Wiesen), jagdlich und als Weide genutzt.

Es treten einige naturschutzfachlich interessante Arten auf. Dazu zählen Weiden-Spierstrauch (*Spiraea salicifolia*), Rosmarin-Weide (*Salix repens subsp. rosmarinifolia*), div. Torfmoose (*Sphagnum subsecundum*, *S. palustre*, *S. russowi*, *S. angustifolium*), Moose (*Aulacomnium palustre*, *Polytrichum strictum*), Schnabelsegge (*Carex rostrata*), Igel-Segge (*Carex echinata*), Fieberklee (*Menyanthes trifoliata*), Niedrige Schwarzwurz (*Scorzonera humilis*), Wald-Läusekraut (*Pedicularis sylvatica*) und Hochmoorarten (Moosbeere – *Vaccinium oxycoccus*, Schmalblatt-Wollgras – *Eriophorum angustifolium* und Scheidiges Wollgras – *Eriophorum vaginatum*) (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Ornithologisch betrachtet bietet die Stadlau Vogelarten wie dem Braunkehlchen (*Saxicola rubetra*), Wiesenpieper (*Anthus pratensis*), Feldschwirl (*Locustella naevia*), Neuntöter (*Lanius collurio*) und Schwarzkehlchen (*Saxicola torquata*) einen wichtigen Lebensraum (UHL 2009).

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... Junco-Molinietum:

<i>Agrostis canina</i> L.	<i>Ajuga reptans</i> L.
<i>Angelica sylvestris</i> L.	<i>Calliergonella cuspidata</i> (Hedw.) Loeske
<i>Carex nigra</i> (L.) Reichard	<i>Carex panicea</i> L.
<i>Cirsium palustre</i> (L.) Scop.	<i>Epilobium angustifolium</i> L.
<i>Festuca ovina</i> aggr.	<i>Festuca</i> spec.
<i>Filipendula ulmaria</i> (L.) Maxim.	<i>Galium mollugo</i> aggr.
<i>Galium palustre</i> L.	<i>Holcus lanatus</i> L.
<i>Juncus articulatus</i> L.	<i>Juncus conglomeratus</i> L.
<i>Juncus effusus</i> L.	<i>Lathyrus pratensis</i> L.
<i>Molinia caerulea</i> (L.) Moench	<i>Nardus stricta</i> L.
<i>Origanum vulgare</i> L.	<i>Plantago lanceolata</i> L.
<i>Polygonum bistorta</i> L.	<i>Potentilla erecta</i> (L.) Raeusch.
<i>Ranunculus acris</i> L.	<i>Ranunculus flammula</i> L.
<i>Rhytidiadelphus squarrosus</i> (Hedw.) Warnst.	<i>Scirpus sylvaticus</i> L.
<i>Senecio ovatus</i> (P. Gaertn. & al.) Willd.	<i>Trifolium pratense</i> L.
<i>Trifolium repens</i> L.	<i>Valeriana dioica</i> L.
<i>Vicia cracca</i> L.	<i>Viola palustris</i> L.

... Polygala-Nardetum:

<i>Achillea millefolium</i> L.	<i>Achillea</i> spec.
<i>Agrostis stolonifera</i> aggr.	<i>Angelica sylvestris</i> L.
<i>Aulacomnium palustre</i> (Hedw.) Schwaegr.	<i>Avenella flexuosa</i> (L.) Drejer
<i>Briza media</i> L.	<i>Calluna vulgaris</i> (L.) Hull
<i>Campanula rotundifolia</i> L.	<i>Centaurea jacea</i> L.
<i>Cerastium holosteoides</i> Fr.	<i>Cirsium acaule</i> Scop.
<i>Cirsium palustre</i> (L.) Scop.	<i>Climacium dendroides</i> (Hedw.) Web. & Mohr
<i>Danthonia decumbens</i> (L.) DC.	<i>Dianthus deltoides</i> L.
<i>Equisetum sylvaticum</i> L.	<i>Galeopsis</i> spec.
<i>Galium uliginosum</i> L.	<i>Holcus lanatus</i> L.
<i>Hypochoeris maculata</i> L.	<i>Molinia caerulea</i> (L.) Moench
<i>Origanum vulgare</i> L.	<i>Parnassia palustris</i> L.
<i>Pleurozium schreberi</i> (Hedw.) Mitt.	<i>Polygala vulgaris</i> L.
<i>Polygonum bistorta</i> L.	<i>Polytrichum formosum</i> Hedw.
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Raeusch.	<i>Ranunculus repens</i> L.
<i>Rumex acetosa</i> L.	<i>Sanguisorba officinalis</i> L.
<i>Senecio ovatus</i> (P. Gaertn. & al.) Willd.	<i>Sphagnum subsecundum</i> Nees
<i>Succisa pratensis</i> Moench	<i>Thymus pulegioides</i> L.
<i>Vaccinium myrtillus</i> L.	<i>Vaccinium vitis-idaea</i> L.
<i>Veronica chamaedrys</i> L.	<i>Veronica officinalis</i> L.

... Caricetum nigrae:

<i>Agrostis canina</i> L.	<i>Angelica sylvestris</i> L.
<i>Anthoxanthum odoratum</i> L.	<i>Aulacomnium palustre</i> (Hedw.) Schwaegr.
<i>Calycocorsus stipitatus</i> (Jacq.) Rauschert	<i>Carex brizoides</i> L.
<i>Carex echinata</i> Murray	<i>Carex nigra</i> (L.) Reichard
<i>Carex pallescens</i> L.	<i>Carex pilulifera</i> L.
<i>Carex pulicaris</i> L.	<i>Carex rostrata</i> Stokes
<i>Cirsium palustre</i> (L.) Scop.	<i>Cirsium rivulare</i> (Jacq.) All.
<i>Dactylorhiza majalis</i> (Rchb.) P. F. Hunt & Summerh.	<i>Danthonia decumbens</i> (L.) DC.
<i>Epilobium parviflorum</i> Schreb.	<i>Equisetum fluviatile</i> L.
<i>Eriophorum angustifolium</i> Honck.	<i>Festuca ovina</i> aggr.
<i>Filipendula ulmaria</i> (L.) Maxim.	<i>Galium palustre</i> L.
<i>Holcus lanatus</i> L.	<i>Juncus articulatus</i> L.
<i>Juncus effusus</i> L.	<i>Juncus filiformis</i> L.

... Caricetum nigrae (Fortsetzung v. voriger Seite):

Luzula multiflora (Retz.) Lej.
Molinia caerulea (L.) Moench
Parnassia palustris L.
Polygonum bistorta L.
Potentilla palustris (L.) Scop.
Scirpus sylvaticus L.
Sphagnum angustifolium (Russ.) C. Jens.
Sphagnum papillosum Lindb.
Sphagnum subsecundum Nees
Succisa pratensis Moench
Vicia cracca L.

Lysimachia vulgaris L.
Nardus stricta L.
Pedicularis sylvatica L.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Sanguisorba minor Scop.
Scorzonera humilis L.
Sphagnum palustre L.
Sphagnum russowii Warnst.
Succisa pratensis Moench
Valeriana dioica L.

... Sphagnetum magellanicum:

Agrostis canina L.
Calluna vulgaris (L.) Hull
Carex brizoides L.
Carex nigra (L.) Reichard
Equisetum palustre L.
Eriophorum vaginatum L.
Molinia caerulea (L.) Moench
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Sphagnum capillifolium (Ehrh.) Hedw.
Sphagnum papillosum Lindb.
Sphagnum russowii Warnst.
Valeriana dioica L.

Aulacomnium palustre (Hedw.) Schwaegr.
Calycocorsus stipitatus (Jacq.) Rauschert
Carex echinata Murray
Carex rostrata Stokes
Eriophorum angustifolium Honck.
Menyanthes trifoliata L.
Polytrichum strictum Brid.
Sphagnum angustifolium (Russ.) C. Jens.
Sphagnum palustre L.
Sphagnum rubellum Wils.
Vaccinium oxycoccus L.

... Caricetum rostratae:

Agrostis canina L. 2
Anthoxanthum odoratum L.
Briza media L.
Carex nigra (L.) Reichard 3
Cirsium palustre (L.) Scop. 1
Eriophorum angustifolium Honck. 2
Filipendula ulmaria (L.) Maxim. 1
Galium palustre L. 1
Holcus lanatus L.
Lysimachia vulgaris L. 1
Molinia caerulea (L.) Moench 3
Potentilla erecta (L.) Raeusch. +
Ranunculus acris L.
Scirpus sylvaticus L.
Solanum dulcamara L.
Sphagnum palustre L. +
Sphagnum russowii Warnst.
Valeriana dioica L.

Angelica sylvestris L. 1
Aulacomnium palustre (Hedw.) Schwaegr.
Carex brizoides L.
Carex rostrata Stokes 3
Epilobium parviflorum Schreb. 1
Festuca ovina aggr.
Frangula alnus Mill.
Galium uliginosum L.
Juncus effusus L. 2
Menyanthes trifoliata L.
Polygonum bistorta L. +
Potentilla palustris (L.) Scop. 2
Ranunculus repens L. +
Scutellaria galericulata L. +
Sphagnum angustifolium (Russ.) C. Jens. 3
Sphagnum papillosum Lindb.
Succisa pratensis Moench
Viola canina L. 1

(Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

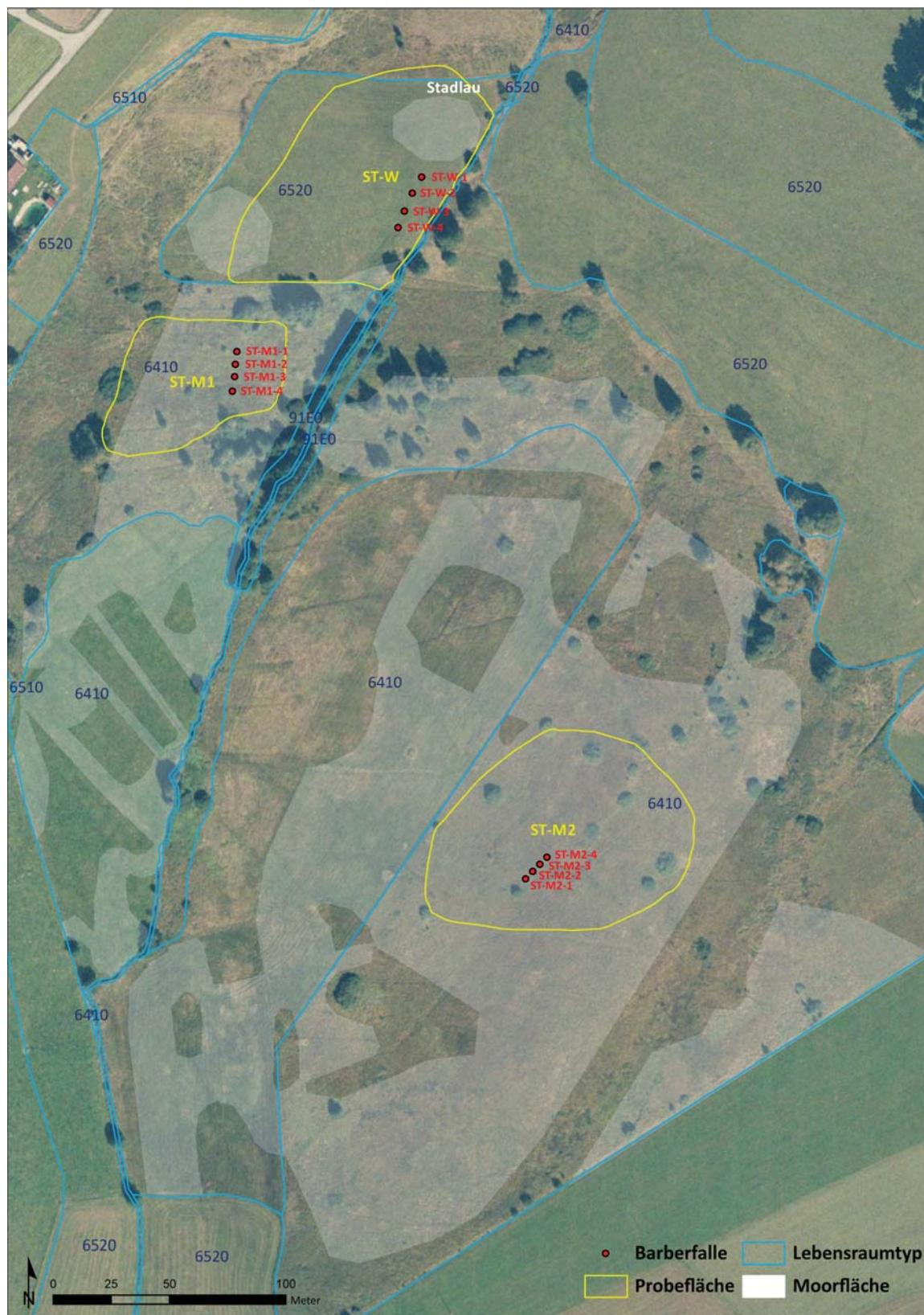


Abb. 37: Übersicht über die beprobte Fläche der Stadlau (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

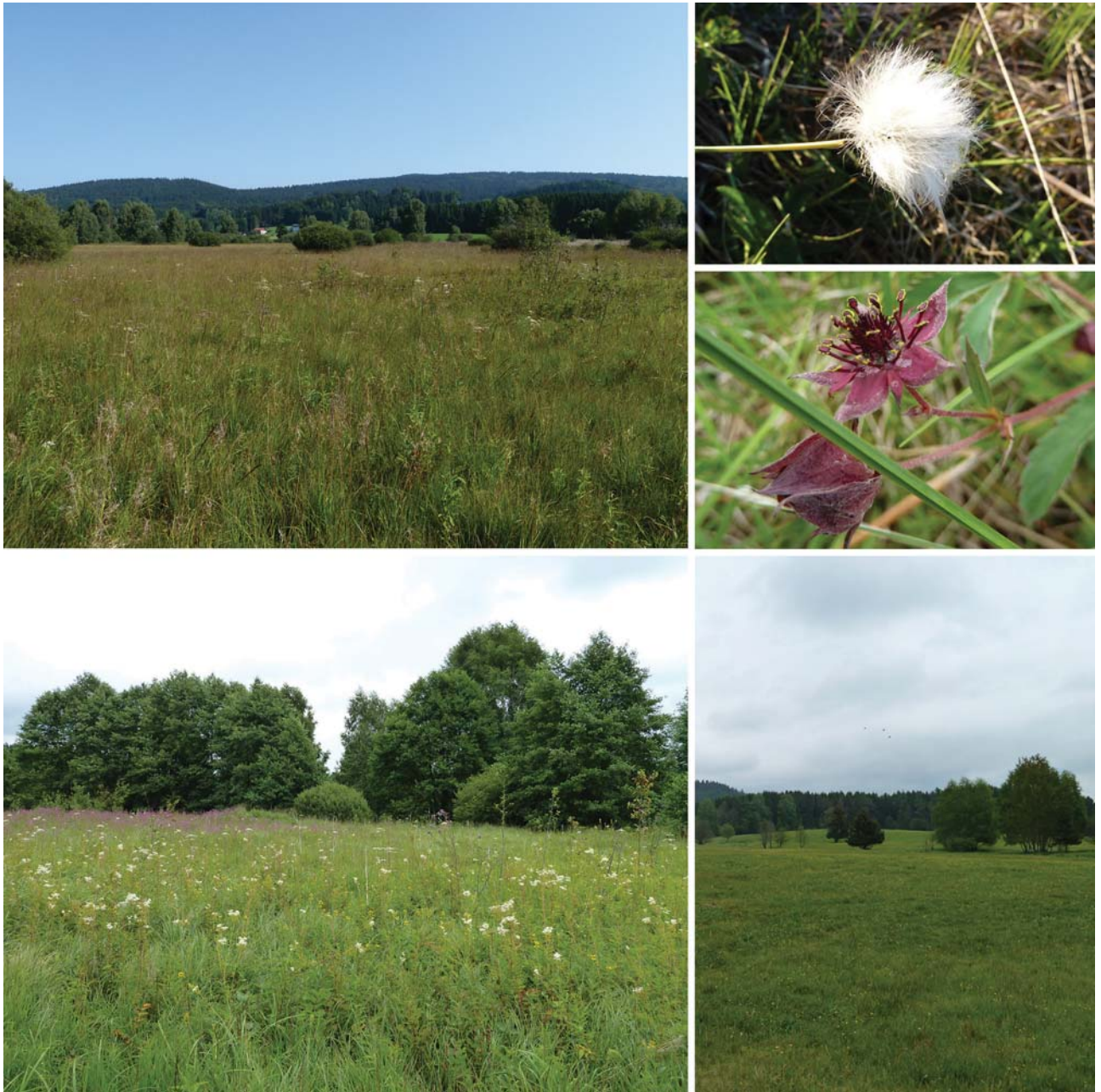


Abb. 38: Übersicht über die Probeflächen in der Stadlau (ST-M2 siehe drei Fotos oben; ST-M1 siehe Foto links unten; ST-W siehe Foto rechts unten; L. Schlosser)

5.1.5 Moor am Iglbach

Moornummer	41300301	Gemeinde	Schlägl
Seehöhe [m]	800	Größe [m ²]	38.742
Geländeform	Sattelverebnung	Neigung [°]	Exposition
Azidität	sauer	Trophie	oligotroph–mesotroph
Moortyp	Übergangsmoor		
Weitere Moortypen	Überflutungsmoor, Hochmoor, Verlandungsmoor		
Schutzstatus	N2000	Schutzcode	AT3121000

Tab. 11: Eckdaten des Moores am Iglbach (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

Historischer Zustand:

Das Moor am Iglbach ist der Randbereich, eines zum größten Teil in der Tschechischen Republik liegenden entwässerten Hoch- bzw. Übergangsmoores. Der Moorrandwald reichte früher wahrscheinlich bis zur nördlich gelegenen Forststraße. Die Aufforstung mit Fichten drängte die Rotföhre zum bachnahen Bereich zurück (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Ist-Zustand:

Das Moor am Iglbach ist der bereits stark geschrumpfte Randbereich, eines zum größten Teil in der Tschechischen Republik liegenden entwässerten Hoch- bzw. Übergangsmoores („Markschläger Weide“). Der Torfmoos-Fichtenmoorrandwald bzw. der nördlicher gelegene Fichtenforst auf Torf ist das Resultat eines forstlich stark veränderten Moorwaldes, in dessen Unterwuchs aber noch potentielle Moorwald-Vegetation auftaucht (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.). Die Fichte hat durch Aufforstung und Entwässerung des Moores die Rotföhre größten Teils zurück gedrängt. Bachnah gibt es aber noch einen Moorrest, der sehr abwechslungsreich und auch ziemlich nass ist.

Wenn man nicht nur den österreichischen, sondern auch den tschechischen Teil betrachtet, vermutet die OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) ein großes degradiertes Hochmoor und erklärt damit auch den Übergangsmoorcharakter. Auf österreichischer Seite wird das Moor am Iglbach durch die Gräben und den Iglbach selbst mit Mineralbodenwasser gespeist. Dies verdeutlichen auch die Übergangsmoor- und Überflutungsmoorbereiche im Uferbereich. Diese sind teilweise sehr nass und weisen auch Schwingrasencharakter (Verlandungsmoor) auf. Als besonders erwähnenswert gilt der relativ großflächige und teilweise nasse Rotföhren-Rauschbeeren-Moorwald (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Der Ist-Zustand wird als „stark kulturbetont aber relativ stabil“ (3a) bewertet und das Moor wird jagdlich und forstlich genutzt. Naturschutzfachliche Besonderheiten sind Scheidiges Wollgras, diverse Torfmoose (*Sphagnum magellanicum*, *Sphagnum girgensohnii*, *S. palustre*, *S. recurvum* agg.) Schnabelsegge, Fiebertklee, Rauschbeere, Moosbeere, Grau- und Schwarzerlen (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... Sphagno girgensohnii-Piceetum:

Alnus glutinosa (L.) Gaertn.

Caltha palustris L.

Frangula alnus Mill.

Lysimachia vulgaris L.

Picea abies (L.) H. Karst.

Potentilla palustris (L.) Scop.

Sphagnum girgensohnii Russ.

Sphagnum palustre L.

Sphagnum russowii Warnst.

Avenella flexuosa (L.) Drejer

Carex rostrata Stokes

Juncus effusus L.

Molinia caerulea (L.) Moench

Pinus sylvestris L.

Salix spec.

Sphagnum magellanicum Brid.

Sphagnum recurvum P. Beauv.

... Caricetum rostratae:

Alnus glutinosa (L.) Gaertn.

Carex nigra (L.) Reichard

Epilobium palustre L.

Eriophorum vaginatum L.

Galium uliginosum L.

Lysimachia vulgaris L.

Myosotis palustris Hill

Pinus sylvestris L.

Potentilla palustris (L.) Scop.

Sphagnum fallax (Klinggr.) Klinggr. p. p.

Vaccinium uliginosum L.

(OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

Alnus incana (L.) Moench

Carex rostrata Stokes

Equisetum fluviatile L.

Frangula alnus Mill.

Juncus effusus L.

Menyanthes trifoliata L.

Picea abies (L.) H. Karst.

Potentilla erecta (L.) Raeusch.

Scutellaria galericulata L.

Vaccinium oxycoccos L.

Viola palustris L.



Abb. 39: Übersicht über die beprobte Fläche des Moores am Iglbach (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moorshape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

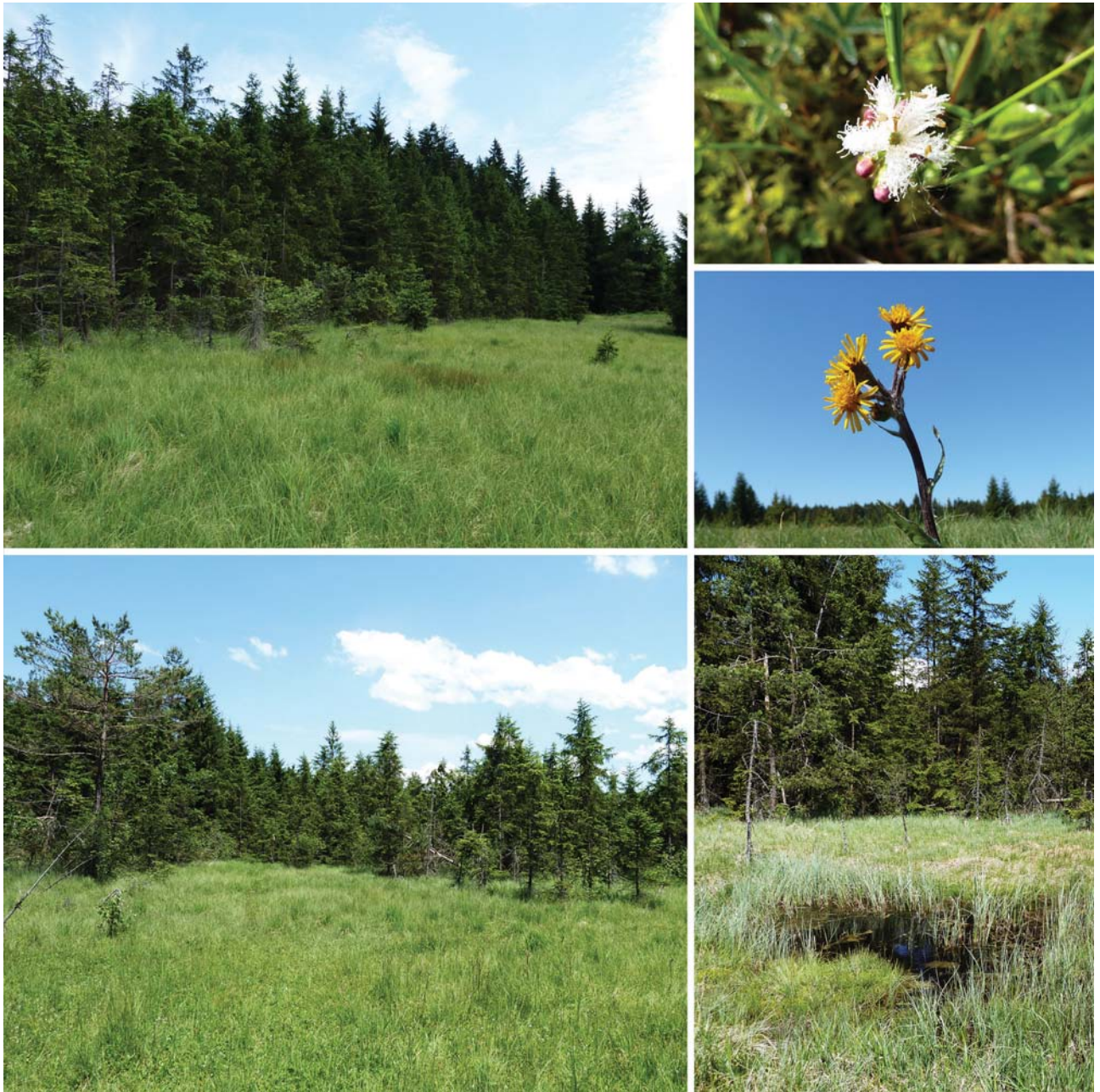


Abb. 40: Übersicht über die Probeflächen im Moor am Iglbach (IG-F siehe 3 Fotos oben; IG-M siehe 2 Fotos unten; L. Schlosser)

5.1.6 Mooswiesen-Torfau

Moornummer	41302601	Gemeinde	Ulrichsberg
Seehöhe [m]	590	Größe [m ²]	29.200
Geländeform	Talboden	Neigung [°]	Exposition
Azidität	sauer – subneutral	Trophie	mesotroph
Moortyp	Überflutungsmoor		
Weitere Moortypen	Hochmoor		
Schutzstatus	NSG, N2000	Schutzcode	N129, AT3121000

Tab. 12: Eckdaten der Mooswiesen-Torfau (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.; DORIS – Geoinformationssystem des Landes Oö.)

Historischer Zustand:

Die Mooswiesen-Torfau war einst wahrscheinlich ein größeres Überflutungsmoor mit Quellbereichen im Westen und Hochmoorbildung im Osten. Genutzt wurde diese als Wässerwiese und durch Torfstich (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) – in der Zwischenkriegszeit wurde der Torf für Heizzwecke gestochen (BRANDS 2006).

RIEDER et. al (1911, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) geben ein 11,4 ha großes Hochmoor, mit einer Tiefe von 2 m an. Das Moor war damals bereits entwässert bzw. Torfstichspuren waren vorhanden. KRISAI & SCHMIDT (1983) beschreiben die „Mooswiesen, Berdetschlag“ als Quellfluren und Niedermoorwiesen an der Großen Mühl, aber meist ohne Torfbildung. Die Autoren sprechen von einem letzten Beispiel für die früher so verbreiteten artenreichen Feuchtwiesen der Mühlviertler Täler und sehen eine Gefährdung in der Drainagierung, der Umwandlung in Fettwiesen und in der Aufforstung.

STEINER (1982, 1999, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) spricht von einem naturnahen, sauren mesotrophen Quellmoorkomplex in einer Hangverflachung und sieht eine Gefährdung durch Drainage.

Als Vegetationsmosaik, bestehend aus sauren Feuchtwiesen, Braunseggensümpfen und an trockenen Stellen auch aus Bürstlingsrasen, beschreibt PILS (1999, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) das Moor. 1988 kaufte die önj-Haslach erstmals Grundstücke in der Torfau, um dieses wertvolle und bedrohte Feuchtgebiet zu erhalten – heute ist sie im Besitz von ca. 20,1 ha (ÖNJ-HASLACH 2000). Die Torfau ist seit 2006 ein Naturschutzgebiet (BRANDS 2006).

Ist-Zustand:

Die Torfau ist der Rest eines heute großteils trockenen und nährstoffreichen großen Überflutungsmoores mit Hochmoorbereichen im Süden. Auch die Quellaustritte an den Geländekanten im Süden der Großen Mühl könnten an der Moorentstehung beteiligt gewesen sein (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Südlich der Großen Mühl, zwischen Seitelschläger und Berdetschläger Mühle, sind die meisten Moorflächen zu finden. Das ursprüngliche Moor ist kaum mehr zu erkennen, da Fichten- und Birkenaufforstungen, intensive Drainage und Eutrophierung ihre Wirkung getan haben. Seitdem die önj-Haslach Flächen in der Torfau gekauft hat, wurde großteils auf extensive Nutzung umgestellt (Altgras-Brache, Wässerwiese) (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.). Dennoch ist die natürliche Moorvegetation (saure Kleinseggen- und

Pfeifengrasbestände, Schwarzerlen- und Weidenbrüche und Bunte Torfmoosgesellschaften) schon stark reduziert und noch immer in Degradation (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Der Nährstoffeintrag führt dazu, dass sich die Moorvegetation zu Pfeifengraswiesen und anschließend zu nährstoffreichen Feuchtwiesen (Zittergras-Segge, Kohldistel usw.) und Hochstaudenfluren (Mädesüß, Rohrglanzgras usw.) weiter entwickeln. Dort, wo die Hoch- und Niedermoorbereiche austrocknen, entstehen Bürstlingsrasen als Folge der Degradation. Der Verband *Caricion nigrae* (Saure Kleinseggenbestände) kommt auf den Moorrestflächen am häufigsten vor. Typische Braunseggensümpfe treten in der Torfau nur noch sehr selten auf. Igelsegge, Hirsesegge oder Faden-Binse dominieren häufig monodominant. Im Zentrum ist ein ehemaliger Torfstich zwischen Erlenbruchresten und Grauweidengebüsch zu finden. Der südlichste Wiesenbereich ist am besten erhalten. Hochmoor- und Übergangsarten (zB Sumpfbloodauge, Schnabelsegge, *Sphagnum magellanicum* und *Polytrichum strictum*) treten zwischen sekundären Magerwiesen, sauren Kleinseggen- und Pfeifengrasbeständen noch auf (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.). Zoologisch betrachtet ist die Torfau Lebensraum für rund 400 Großschmetterlingsarten, 66 Vogelarten (darunter auch in Österreich gefährdete Brutvogelarten) und für alte Bestände der Flussperlmuschel (BRANDS 2006) in der Großen Mühl.

Der Ist-Zustand wird mit 4, dh. „reparabel gestört und naturfern“ bewertet. Das Moor wird in Form von einschürigen Wiesen, Altgras-Brachen, Forst und intensiven Wiesen (im Süden) genutzt.

Als naturschutzfachliche Besonderheiten werden Igel-Segge, Schnabel-Segge, Blasen-Segge, Hirse-Segge, Braun-Segge, Arnika, Niedrige Schwarzwurzel, Schwarze Teufelskralle, Schild-Wasserhahnenfuß, Wasser-Greiskraut, Kronlattich, Weiße Waldhyazinthe, Teufelsabbiss, Besenheide, Sumpfbloodauge, Gewöhnlicher Dreizahn, Wald-Läusekraut, Sumpf-Baldrian, diverse Moose (*Sphagnum magellanicum*, *S. palustre*, *S. subsecundum*, *S. cf. papillosum*, *Aulacomnium palustre*, *Polytrichum strictum*), 66 Vogelarten, 400 Großschmetterlingarten und Flussperlenmuschel genannt (BRANDS 2006, OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... *Caricion nigrae*:

Agrostis stolonifera L.
Anthoxanthum odoratum L.
Caltha palustris L.
Carex brizoides L.
Carex nigra (L.) Reichard
Carex pilulifera L.
Climacium dendroides (Hedw.) Web. & Mohr
Festuca rubra aggr.
Juncus effusus L.
Lychnis flos-cuculi L.
Molinia caerulea (L.) Moench
Pedicularis sylvatica L.
Polygonum bistorta L.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Scutellaria galericulata L.
Succisa pratensis Moench

Ajuga reptans L.
Aulacomnium palustre (Hedw.) Schwaegr.
Calycocorsus stipitatus (Jacq.) Rauschert
Carex echinata Murray
Carex panicea L.
Cirsium palustre (L.) Scop.
Danthonia decumbens (L.) DC.
Holcus lanatus L.
Luzula multiflora (Retz.) Lej.
Lysimachia vulgaris L.
Nardus stricta L.
Polygala vulgaris L.
Polytrichum formosum Hedw.
Ranunculus flammula L.
Sphagnum palustre L.

... *Junco-Molinietum*:

Achillea millefolium L.
Agrostis spec.

Agrostis capillaris L.
Alchemilla vulgaris aggr.

Alopecurus pratensis L.
Anthoxanthum odoratum L.
Calliergonella cuspidata (Hedw.) Loeske
Carex echinata Murray
Carex nigra (L.) Reichard
Carex panicea L.
Cirsium palustre (L.) Scop.
Festuca pratensis Huds.
Galium uliginosum L.
Juncus articulatus L.
Juncus filiformis L.
Luzula multiflora (Retz.) Lej.
Molinia caerulea (L.) Moench
Phyteuma nigrum F. W. Schmidt
Plantago lanceolata L.
Prunella vulgaris L.
Rhytidiadelphus squarrosus (Hedw.) Warnst.
Sanguisorba officinalis L.
Senecio aquaticus Hill
Trifolium repens L.

Angelica sylvestris L.
Briza media L.
Campanula rotundifolia L.
Carex leporina L.
Carex pallescens L.
Carex vesicaria L.
Dianthus deltoides L.
Filipendula ulmaria (L.) Maxim.
Holcus lanatus L.
Juncus effusus L.
Leucanthemum vulgare Lam.
Lychnis flos-cuculi L.
Nardus stricta L.
Pimpinella major (L.) Huds.
Polygonum bistorta L.
Rhinanthus minor L.
Rumex acetosa L.
Scorzonera humilis L.
Trifolium pratense L.
Valeriana dioica L.

Fortsetzung v. voriger Tab.

... Junco-Molinietum:

Agrostis capillaris L.
Aulacomnium palustre (Hedw.) Schwaegr.
Calluna vulgaris (L.) Hull
Carex leporina L.
Carex panicea L.
Cirsium palustre (L.) Scop.
Festuca rubra aggr.
Juncus effusus L.
Lythrum salicaria L.
Myosotis palustris Hill
Polygonum bistorta L.
Scorzonera humilis L.
Sphagnum palustre L.
Succisa pratensis Moench

Angelica sylvestris L.
Briza media L.
Carex brizoides L.
Carex nigra (L.) Reichard
Carex pilulifera L.
Climacium dendroides (Hedw.) Web. & Mohr
Galium uliginosum L.
Lychnis flos-cuculi L.
Molinia caerulea (L.) Moench
Nardus stricta L.
Ranunculus acris L.
Sphagnum magellanicum Brid.
Sphagnum subsecundum Nees
Valeriana dioica L.

... Molinion:

Avenella flexuosa (L.) Drejer
Carex pilulifera L.
Frangula alnus Mill.
Hieracium spec.
Nardus stricta L.
Polygonum bistorta L.
Quercus robur L.

Calluna vulgaris (L.) Hull
Cirsium palustre (L.) Scop.
Galium album Mill.
Molinia caerulea (L.) Moench
Pleurozium schreberi (Hedw.) Mitt.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Vaccinium vitis-idaea L.

... Sphagnetum magellanici:

Aulacomnium palustre (Hedw.) Schwaegr.
Calluna vulgaris (L.) Hull
Carex nigra (L.) Reichard
Carex rostrata Stokes
Eriophorum angustifolium Honck.
Juncus filiformis L.
Molinia caerulea (L.) Moench
Pedicularis sylvatica L.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Sphagnum magellanicum Brid.
Sphagnum papillosum Lindb.
Vaccinium uliginosum L.

Avenella flexuosa (L.) Drejer
Carex echinata Murray
Carex panicea L.
Danthonia decumbens (L.) DC.
Frangula alnus Mill.
Luzula multiflora (Retz.) Lej.
Nardus stricta L.
Polytrichum strictum Brid.
Potentilla palustris (L.) Scop.
Sphagnum palustre L.
Succisa pratensis Moench
Viola palustris L.

(Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 41: Übersicht über die beprobte Fläche der Mooswiesen-Torfau (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 42: Übersicht über die Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau (TO-F siehe Fotos oben und rechts außen; TO-M siehe Foto links unten; L. Schlosser)

5.1.7 Deutsches Haidl

Moornummer	41301001	Gemeinde	Schwarzenberg am Böhmerwald
Seehöhe [m]	1242	Größe [m ²]	27.770
Geländeform	Sattelverebnung	Neigung [°]	Exposition
Azidität	sauer	Trophie	oligotroph
Moortyp	Hochmoor		
Weitere Moortypen			
Schutzstatus	N2000	Schutzcode	AT3121000

Tab. 13: Eckdaten des Deutschen Haidls (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

Historischer Zustand:

RIEDER et al. (1911, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) geben für das „Deutsche Haidel“ eine Größe von 3,5 ha an. Sie sprechen von einem großen kontinentalen Fichtenhochmoor über 1 bis 2 m Torf, das teilweise aufgeforstet ist.

DUNZENDORFER (1971, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) beschreibt das Moor als treppenartiges Hochmoor am Hufbergsattel mit einer Großschlenke im Zentrum und charakterisiert das Deutsche Haidl als Kamm-Moor, welches durch Verlandung entstanden ist. Der Autor schreibt von dem einzigen Vorkommen im Mühl- und Waldviertel des *Caricetum limosae drepanocladietosum fluitantis* mit Var. von *Sphagnum cuspidatum*. Das Moor war damals noch in einem guten Erhaltungszustand und menschliche Eingriffe waren noch nicht vorhanden. Es wird als Vollnaturschutzgebiet empfohlen. DUNZENDORFER (1974) stellt ein Bohrtiefen-Profil des Deutschen Haidls dar (s. Abb. 43) und behandelt die Pflanzengesellschaften der Moore.

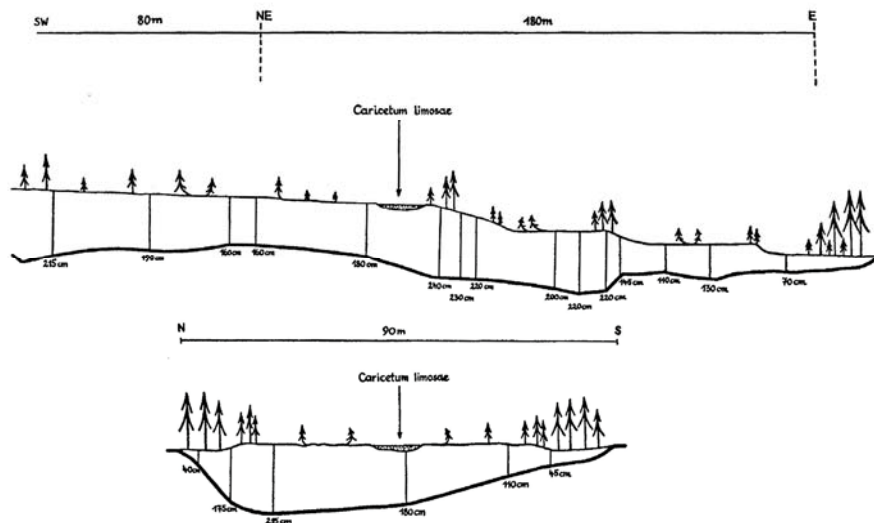


Abb. 43: Bohrtiefenprofile durch das Deutsche Haidl (DUNZENDORFER 1974)

1982 wird das Moor als leicht geneigtes, durch Schwellen im Untergrund gestuftes Fichtenhochmoor auf einer Sattelverebnung in natürlichem Zustand beschrieben (STEINER 1982, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

KRISAI & SCHMIDT (1983) gehen von einer Fläche von ca. 3 ha aus (Lageplan zum Moor s. Abb. 44). Sie charakterisieren das Moor als Sattelhochmoor, welches in drei Stufen treppenförmig zum Ostrand hin abfällt. Im Ostteil des Moores wird auf einen alten Entwässerungsversuch hingewiesen, welcher nur geringe Wirkung zeigte, aber an der Entstehung von Erosionsrinnen beteiligt gewesen sein könnte. Hingewiesen wird auf eine größere Schlenke mit *Carex limosa*. Eine Wölbung des Moores war nicht erkennbar.

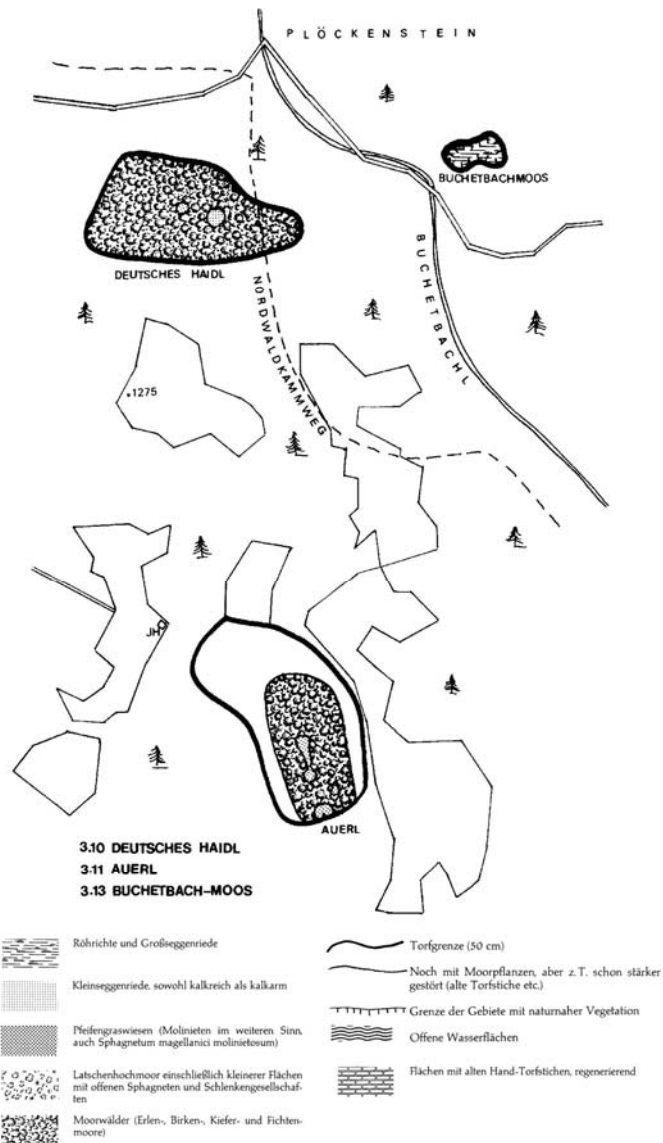


Abb. 44: Lageplan Deutsches Haidl (KRISAI & SCHMIDT 1983)

Als sauer-oligotrophes Regenmoor von internationaler Bedeutung stuft STEINER (1992) das Deutsche Haidl ein und PILS (1999, zitiert nach ÖÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.) bezeichnet es als lehrbuchmäßig ausgebildet, aber weder durch Steig erschlossenes, noch auf ÖK 1: 50 000 eingezeichnetes, Fichtenhochmoor. Vermutet wird eine größere West-Ost-Moorerstreckung mit intaktem Puffer vor dem Grabenbau im Osten und dem Forststraßenbau im Westen.

Ist-Zustand:

Das Deutsche Haidl wird von der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) als landschaftlich sehr schönes Fichtenhochmoor vorgestellt, welches treppenartig (3 Schwellen auf Granit) nach Osten und leicht nach Norden abfällt. Es ist aber durch tiefe Gräben und den Forststraßenbau schon merklich beeinträchtigt.

Charakterisiert wird das Moor als lichter, von Bunter Torfmoosgesellschaft durchsetzter Torfmoos-Fichtenwald und dies ist auch die dominante Pflanzengesellschaft. Zum Zentrum hin dünnt der Moorwald aus und Krüppelfichten kommen zur Geltung. Weiters befindet sich im Zentrum eine große Schlenke mit Schlammsegge und viel *Sphagnum majus*. Diese Schlenke wird auch als Hirschsuhle genutzt. Im West-Teil des Moores ist ein alter Graben, der Richtung Nordosten ragt und von großen Fichten umsäumt ist. Im Osten dominiert das Pfeifengras.

Der Ist-Zustand wird mit 3a, dh. „stark kulturbetont aber relativ stabil“ eingestuft und das Moor wird nicht genutzt. Als naturschutzfachlich interessante Pflanzenarten werden Schlammsegge, Siebenstern, Rosmarinheide, Scheidiges Wollgras, Moosbeere (beide Unterarten), Rauschbeere und verschiedene Moose (*Sphagnum majus*, *S. magellanicum*, *S. angustifolium*, *S. russowii*, *Mylia anomala*, *Polytrichum strictum*) genannt (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... *Sphagno girgensohnii*-Piceetum:

Andromeda polifolia L.

Calamagrostis villosa (Chaix) J. F. Gmel.

Carex nigra (L.) Reichard

Dicranum scoparium Hedw.

Homogyne alpina (L.) Cass.

Juncus filiformis L.

Melampyrum pratense L.

Mylia anomala (Hook.) S. Gray

Pleurozium schreberi (Hedw.) Mitt.

Polytrichum strictum Brid.

Sphagnum angustifolium (Russ.) C. Jens.

Sphagnum magellanicum Brid.

Trientalis europaea L.

Vaccinium myrtillus L.

Vaccinium uliginosum L.

Avenella flexuosa (L.) Drejer

Calluna vulgaris (L.) Hull

Dicranodontium denudatum (Brid.) Britt.

Eriophorum vaginatum L.

Hylocomium splendens (Hedw.) Schimp.

Lycopodium annotinum L.

Molinia caerulea (L.) Moench

Picea abies (L.) H. Karst.

Polytrichum formosum Hedw.

Scirpus sylvaticus L.

Sphagnum girgensohnii Russ.

Sphagnum russowii Warnst.

Vaccinium microcarpum (Rupr.) Schmalh.

Vaccinium oxycoccos L.

Vaccinium vitis-idaea L.

.. *Caricetum limosae*:

Carex limosa L.

Sphagnum majus (Russ.) C.Jens.

Eriophorum vaginatum L.

... *Sphagnetum magellanicum*:

Andromeda polifolia L.

Carex nigra (L.) Reichard

Molinia caerulea (L.) Moench

Sphagnum magellanicum Brid.

Sphagnum russowii Warnst.

Vaccinium uliginosum L.

Avenella flexuosa (L.) Drejer

Eriophorum vaginatum L.

Polytrichum strictum Brid.

Sphagnum majus (Russ.) C.Jens.

Vaccinium oxycoccos L.

(OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)

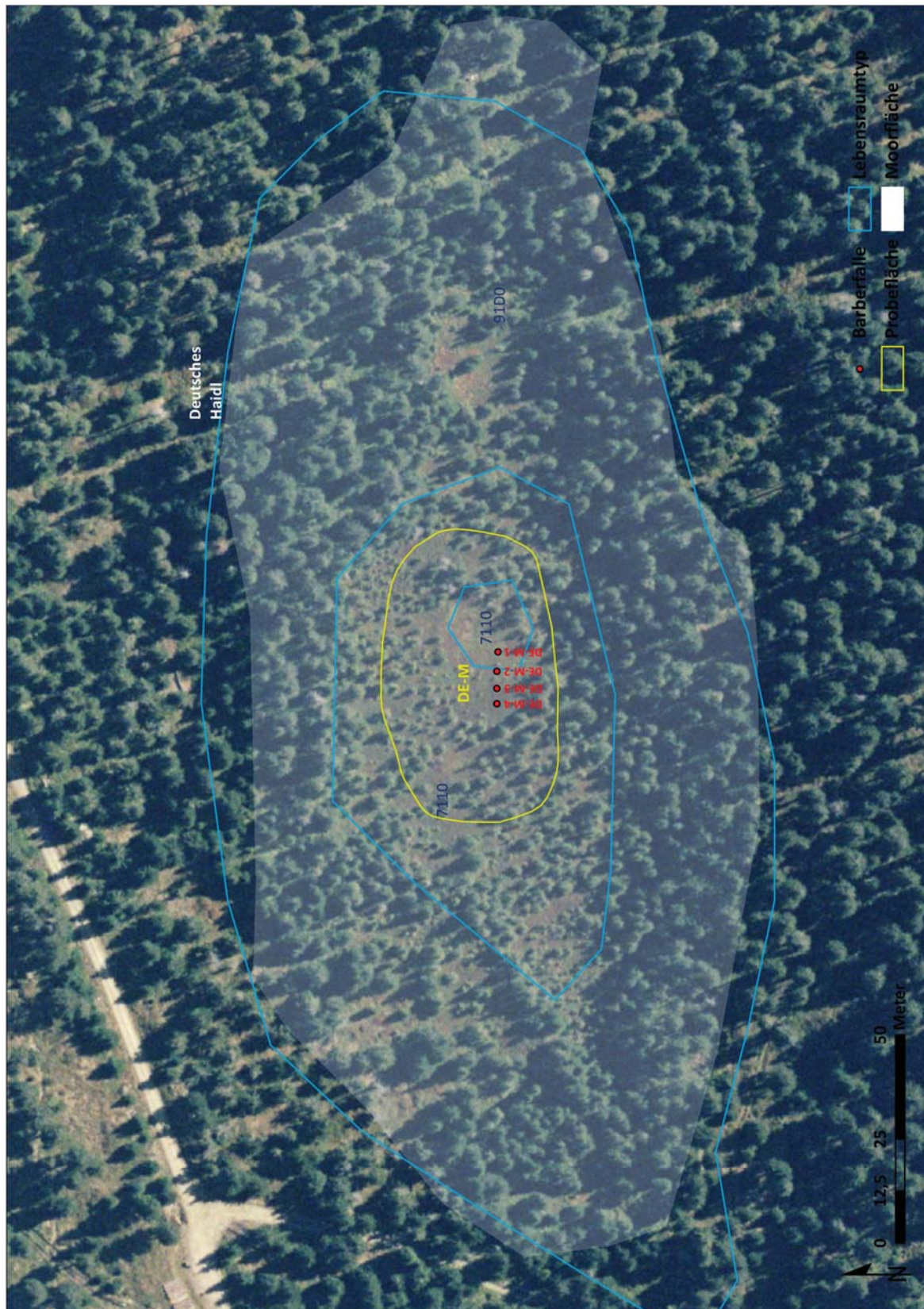


Abb. 45: Übersicht über die beprobte Fläche des Deutschen Haidls (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 46: Übersicht über die Probefläche DE-M im Deutschen Haidl (L. Schlosser)

5.1.8 Orchideenwiese

Moornummer	41302401	Gemeinde	Klafter am Hochficht		
Seehöhe [m]	760	Größe [m²]	6.449		
Geländeform	Hang	Neigung [°]	13 – 16	Exposition	W
Azidität	subneutral	Trophie	mesotroph – eutroph		
Moortyp	Überrieslungsmoor				
Weitere Moortypen	Übergangsmoor				
Schutzstatus	NSG, N2000		Schutzcode	N066, AT3121000	

Tab. 14: Eckdaten der Orchideenwiese (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.; DORIS – Geoinformationssystem des Landes Oö.)

Historischer Zustand:

Nach der OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) befindet sich eine alte Bewässerungsanlage in der Orchideenwiese (ÖNJ-HASLACH o.J.) und man nimmt an, dass es sich zuvor um ein überrieseltes Hangmoor mit Hochmoorinseln gehandelt haben dürfte.

Ist-Zustand:

Die Orchideenwiese wird als moorökologisch schwer zu bewertende Fläche geschildert. Sie ist ein Mosaik aus trockenen Bürstlingsrasen, wechselfeuchten Pfeifengrasbeständen und feuchten Moorbeständen. So kommen an steilen und trockenen Stellen Magerwiesen und an flacheren und überrieselten Standorten Pfeifengras, Moorvegetation und nährstoffreiche Feuchtwiesen vor. Östlich der Straße gibt es eine randlich durchströmte Hochmoorinsel. Diese große Vielfalt an Vegetationstypen auf engstem Raum spiegelt sich in dem direkten Nebeneinander von Halbtrockenrasenarten, Feucht- und Fettwiesen-, sowie Nieder-, Übergangs- und Hochmoorarten wieder.

Eine bemerkenswerte Population des vom Aussterben bedrohten Holunderknabenkrautes und 5 weitere Orchideenarten kommen auf der Orchideenwiese vor. Außerdem befindet sich im Süden der Wiese ein bemerkenswerter Bestand der Hartmann-Segge, welche auch vom Aussterben bedroht ist. Auf den überrieselten Bereichen zwischen den Becken ist zwar kein Torf anzutreffen, aber torfbildende Vegetation ist dennoch vorhanden (OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.).

Die Orchideenwiese befindet sich lt. OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.) in einem „stark kulturgeprägten und instabilen“ (3b) Zustand und wird zur Streumahd genutzt. Es treten einige naturschutzfachlich interessante Arten auf. Dazu zählen Holunder-Knabenkraut, Hartmann-Segge, Breitblatt-Knabenkraut, Geflecktes Knabenkraut, Großes Zweiblatt, Mücken-Händelwurz, Schwarze Teufelskralle, Fieberklee, Arnika, Igelsegge, Kronlattich, Wald-Läusekraut, Niedrige Schwarzwurzel, Schmalblättriges Wollgras, Gelb-Segge, Alpen-Fettkraut, Berg-Alpenglöckchen, Purgier-Lein, diverse Moose (*Sphagnum palustre*, *S. capillifolium*, *Aulacomnium palustre*, *Cratoneuron* sp., *Dicranum undulatum*, lt. PILS 1999, zitiert nach OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep. *Dicranella palustris*, etc.) und lt. der ÖNJ-HASLACH (o.J.) auch der Bergmolch.

Vegetation:

Artenliste für den Vegetationstyp ...

... Molinion:

Agrostis spec.
Anthoxanthum odoratum L.
Calycocorsus stipitatus (Jacq.) Rauschert
Carex echinata Murray
Carex panicea L.
Centaurea jacea L.
Cirsium palustre (L.) Scop.
Dactylorhiza sambucina (L.) Soó
Eriophorum angustifolium Honck.
Galium uliginosum L.
Linum catharticum L.
Lychnis flos-cuculi L.
Menyanthes trifoliata L.
Nardus stricta L.
Phyteuma nigrum F. W. Schmidt
Polygonum bistorta L.
Rhinanthus minor L.
Scorzonera humilis L.
Soldanella spec.
Viola palustris L.

... Sphagnetum magellanicum:

Calycocorsus stipitatus (Jacq.) Rauschert
Carex nigra (L.) Reichard
Festuca rubra aggr.
Maianthemum bifolium (L.) F. W. Schmidt
Nardus stricta L.
Scirpus sylvaticus L.
Soldanella spec.
Sphagnum palustre L.

... Caricion nigrae:

Anemone nemorosa L.
Aulacomnium palustre (Hedw.) Schwaegr.
Caltha palustris L.
Cardamine pratensis L.
Carex flava L.
Carex pallescens L.
Climacium dendroides (Hedw.) Web. & Mohr
Dactylorhiza majalis (Rchb.) P. F. Hunt & Summerh.
Juncus effusus L.
Menyanthes trifoliata L.
Pinguicula alpina L.
Plagiomnium undulatum (Hedw.) T. Kop.
Rhytidadelphus squarrosus (Hedw.) Warnst.
Soldanella spec.
Sphagnum russowii Warnst.

Ajuga reptans L.
Caltha palustris L.
Campyllum spec.
Carex pallescens L.
Carex pilulifera L.
Chaerophyllum hirsutum L.
Dactylorhiza maculata (L.) Soó
Equisetum sylvaticum L.
Festuca rubra aggr.
Holcus lanatus L.
Luzula multiflora (Retz.) Lej.
Maianthemum bifolium (L.) F. W. Schmidt
Molinia caerulea (L.) Moench
Pedicularis sylvatica L.
Pinguicula vulgaris L.
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Scirpus sylvaticus L.
Senecio helenitis (L.) Schinz & Thell.
Vaccinium myrtillus L.

Carex echinata Murray
Equisetum sylvaticum L.
Holcus lanatus L.
Molinia caerulea (L.) Moench
Potentilla erecta (L.) Raeusch.
Scorzonera humilis L.
Sphagnum capillifolium (Ehrh.) Hedw.
Vaccinium myrtillus L.

Anthoxanthum odoratum L.
Calliergonella cuspidata (Hedw.) Loeske
Calycocorsus stipitatus (Jacq.) Rauschert
Carex echinata Murray
Carex nigra (L.) Reichard
Carex panicea L.
Cratoneuron spec.
Equisetum sylvaticum L.
Juncus spec.
Molinia caerulea (L.) Moench
Plagiomnium affine aggr.
Ranunculus flammula L.
Scirpus sylvaticus L.
Sphagnum palustre L.
Valeriana dioica

(OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 47: Übersicht über die beprobte Fläche der Orchideenwiese (Orthofoto des Amtes der Oö. Landesregierung und Moor-shape der Oö. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.)



Abb. 48: Übersicht über die Probeflächen auf der Orchideenwiese (OR-H siehe Foto links oben und links unten; OR-M siehe Foto rechts oben und rechts unten und unten in der Mitte; L. Schlosser)

5.2 UNTERSUCHUNGSDESIGN, PRÄPARATION UND BESTIMMUNG



© Elke Freese

Die Kartierung der Zikadenfauna im Untersuchungsgebiet erfolgte mit verschiedenen Methoden, da jede Sammelmethode in einem gewissen Ausmaß selektiv ist (STEWART 2002). Um ein möglichst vollständiges Arteninventar der Moore zu erhalten, wurde bei dieser Arbeit eine Kombination mehrerer Fangmethoden angestrebt. Da die Individuenzahl der gesammelten Zikaden sehr hoch ausgefallen ist, wurden in dieser Arbeit nur die Saugfänge bestimmt und ausgewertet.

Die angewandten Erfassungsmethoden werden im folgenden Abschnitt dargestellt.

5.2.1 Streifnetz- oder Kescherfang (sweep netting)

Mit dieser Fangmethode wird die Arthropodenfauna der Kraut-, teilweise auch der Strauch- und untersten Baumschicht erfasst (ÖKOTEAM 2006). Dabei wird ein Streifnetz (Kescher) wiederholt durch die Vegetation geführt (STEWART 2002). Allerdings ist die epigäische Fauna in diesen Fängen unterrepräsentiert. Ein Nachteil dieser Methode ist die Tatsache, dass sie bei nasser, flachgedrückter und sehr kurzer Vegetation, sowie bei großen und robusten Pflanzen nicht gut eingesetzt werden kann, da die Ergebnisse dann nicht repräsentativ sind (STEWART 2002).

In dieser Untersuchung wurde der Kescherfang nur ergänzend zum Saugfang eingesetzt. Bekeschert wurden somit vor allem Bereiche, die für den modifizierten Laubsauger schwer erreichbar waren. Dazu zählen vor allem Gehölze und die höherwüchsige Krautschicht. Mittels Exhaustor wurden dann aus dem Streifnetz gezielt Zikaden eingesammelt (s. Abb. 49), die in den Saugproben augenscheinlich nicht enthalten waren. Der Kescherfang fand einmal im Monat auf jeder Probefläche statt.

5.2.2 Barberfallen (pitfall traps)

Barberfallen sind am besten für den Fang von jenen Zikadenarten geeignet, welche in der niedrigsten Vegetationsschicht oder nahe der Bodenoberfläche leben (STEWART 2002).

Dazu wurden je Probefläche vier Plastikbecher (500 ml Volumen, Öffnungsdurchmesser 10 cm) in einem Transekt mit einem Abstand von jeweils etwa 2 m eingegraben. Bei der Positionierung der Fallen wurde darauf geachtet, dass die Fallenbecher ebenerdig im Boden versenkt sind. Tiere, welche sich nahe der Bodenoberfläche aufhalten und in die Becher fallen, gelangen nicht mehr hinaus. Die Fallen wurde etwa ein Drittel mit einer 2%igen Formalinlösung gefüllt, um die Fänge zu konservieren, und mit einem Plexiglasdach vor Regen, Verunreinigung und Viehtritt geschützt (s. Abb. 50).



Abb. 49: Aufsammeln der Zikaden aus dem Kescher mittels Exhaustor (Foto: D. Hammerschmid)



Abb. 50: Barberfalle mit Plexiglasdach (Foto: L. Schlosser)

5.2.3 Saugfang (Suction samples)

Unter Saugfang versteht man das Absaugen von Insekten von der Vegetation mittels eines motorisierten Gerätes (D-Vac und G-Vac, STEWART 2002). Es handelt sich dabei um eine quantitative Erfassung jener Arten, die in tieferen bis mittleren Höhen der Vegetation sowie auf der Bodenoberfläche leben, selbst wenn sie in relativ unzugänglichen Stellen (z.B. im Inneren von Seggenbulten) vorkommen. Diese Fangmethode kann auch bei feuchten bzw. nassen Witterungsverhältnissen und beim Besammeln sehr großer Pflanzen – wenn die Erfassung mittels Kescher nicht gut möglich ist – angewendet werden (STEWART 2002). Vor allem in feuchten Lebensräumen wie Mooren kommt dieser Vorteil zum Tragen.

In dieser Untersuchung wurde ein modifizierter Laubsauger (Modell: Husqvarna Partner BV 24 und Modell ST-G0260-II), in dessen Einsaugöffnung ein Gazebeutel befestigt ist, verwendet (s. Abb. 51). Die Fläche der Einsaugöffnung beträgt ca. $112,5 \text{ cm}^2$. Insgesamt wurden die Flächen an fünf Terminen (Mai bis September) beprobt. Pro Termin und Probefläche wurden drei Saugdurchgänge durchgeführt, wobei bei einem Saugdurchgang 100 Punkte im Moor besaugt wurden. Somit repräsentiert ein Saugdurchgang die Fauna von ca. $1,13 \text{ m}^2$.

Anschließend wurde die Gaze aus der Einsaugöffnung des Laubsaugers herausgestülpt und die eingesaugten Objekte wurden in eine $39 \times 28 \times 28 \text{ cm}$ große Plastikbox geleert. Nun wurde 13 min mit einem Exhaustor alle adulten Zikaden aufgesammelt (s. Abb. 52). Nach Ablauf der Zeit wurden die Tiere im Exhaustor mit einem in Essigsäureethylester getränkten Tuch getötet und danach in Filmdosen überführt. Jede Filmdose wurde mit einem Zettel versehen, auf welchen das Datum und die Fangmethode mit Bleistift geschrieben wurde. Die Filmdosen sind essigsäureethylesterbeständig und waren innen mit Toilettenpapier ausgekleidet. Die Proben wurden anschließend zwei Tage im Kühlschrank gelagert, wobei nach dem ersten

Tag das in Essigsäureethylester getränkte Tuch aus den Dosen entfernt und nach dem zweiten Tag die Dosen mit einem frischen trockenen Toilettenpapier ausgekleidet wurden, um die Feuchtigkeit bei der Lagerung zu verringern. Nach diesen zwei Tagen wurden die Proben bei Zimmertemperatur trocken gelagert. Eine trockene Konservierung der Zikaden wurde angestrebt, um Farbveränderung zu vermeiden. Wenn die Individuenzahl in den Proben sehr hoch war, wurden die Proben zusätzlich etwa eine Stunde bei ca. 50 °C im Backofen (ohne Deckel) getrocknet, um ein Schimmeln der Zikaden zu verhindern. Wurden dennoch Proben schimmelig, wurden diese für die weitere Konservierung sofort in Alkohol (Ethanol 70%) überführt.



Abb. 51: Modifizierter Laubsauger mit ausgestülptem Gazebeutel (Foto: L. Schlosser)



Abb. 52: Einsaugen der Zikaden aus den Saugfängen mittels Exhaustor (Foto: D. Hammerschmid)

5.2.4 Präparation und Bestimmung

Die Bestimmung erfolgte in Linz im Biologiezentrum mit dem Stereomikroskop Nikon SMZ-U, Zoom 1:10 und zeitweise in Graz mit dem Stereomikroskop Olympus SZH10. Zur Bestimmung wurden v.a. die Werke HOLZINGER et al. (2003), BIEDERMANN & NIEDRINGHAUS (2004), KUNZ et al. (2011) und OSSIANNILSSON (1978, 1981, 1983) herangezogen. Ausschließlich adulte Zikaden wurden auf Artniveau bestimmt. Larven, die als Beifang auftraten, wurden gezählt, auf Familienniveau bestimmt, in kleine Kunststoffkapseln gegeben und etikettiert.

Die gesammelten adulten Zikaden wurden in einer Petrischale in Gruppen vorsortiert und anschließend bestimmt. Da die Zikaden mit keiner Flüssigkeit in Kontakt kamen, waren die Farben meist noch sehr gut erhalten. Um die Tiere dauerhaft konservieren zu können, wurden diese mittels wasserlöslichem Insektenkleber auf Plättchen geklebt und diese Plättchen wurden genadelt und mit Etiketten versehen (s. Abb. 53). Es wurde pro Probe und pro Art mindestens ein Individuum beider Geschlechter exemplarisch zur dauerhaften Lagerung präpariert.

Bei vielen Zikaden musste der Genitalapparat präpariert werden, um sie auf Artniveau bestimmen zu können. War dies der Fall, dann wurden die Individuen zum Aufweichen in Wasser, das mit etwas Spülmittel (zum Herabsetzen der Oberflächenspannung) versetzt war, gelegt. Anschließend wurde das Genitalsegment abpräpariert und auf dem Insektenplättchen neben dem dazugehörigen Individuum gut sichtbar aufgeklebt. Aedeagus, Styli und Analrohr der Männchen wurden möglichst sichtbar platziert. Bei

manchen Gattungen (zB *Macrosteles*) musste auch der Singapparat der Männchen betrachtet werden und wurde ebenfalls auf das dazugehörige Insektenplättchen geklebt. Die Weibchen wurden vielfach durch Betrachtung des Abdomens von ventral bestimmt und vereinzelt auf Spitzplättchen geklebt. Wurden mehrere Individuen einer Art bzw. Probe gemeinsam aufbewahrt, so wurden diese in kleine Kunststoffkapseln gegeben, welche anschließend genadelt und etikettiert wurden.

Die Etiketten beinhalten Informationen zur Probefläche (Gemeindegebiet, Seehöhe, Koordinaten, Probenkürzel), Fangmethode und zum Lebensraum, sowie die Identität des Sammlers. Auch die Person, die das Individuum bestimmt hat und die Art und das Geschlecht des Tieres sind darauf aufgedruckt. Die präparierten Tiere wurden dem Biologiezentrum in Linz zur Verfügung gestellt.

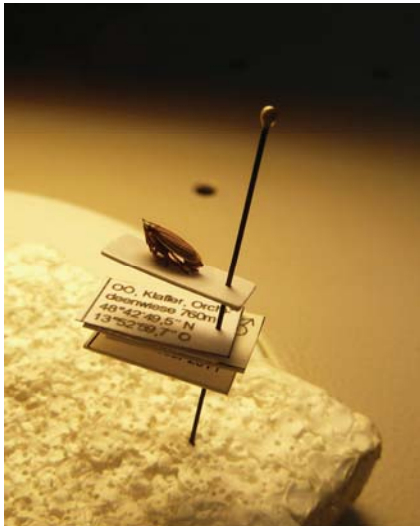


Abb. 53: Zikade auf einem Insektenplättchen mit Etiketten (Foto: L. Schlosser)

5.3 DURCHFÜHRUNG

Die 14 Untersuchungsflächen wurden in den Monaten Mai bis September einmal pro Monat (ca. Mitte des Monats) mittels Saugfang und Kescher beprobt. Pro Probefläche wurden drei Saugdurchgänge und ein Kescherdurchgang durchgeführt (s. 5.2 Untersuchungsdesign, Präparation und Bestimmung). Aufgrund eines technischen Defektes wurde ab dem 26.07.2011 der Laubsauger vom Typ Husqvarna Partner BV 24 durch den Laubsauger vom Typ Starke ST-G0260-II ersetzt. Das Einsaugrohr wurde jedoch weiter verwendet und so blieb die Einsaugfläche gleich groß. Weiters wurden auf 13 Flächen im Mai Barberfallen aufgestellt und bis August einmal im Monat geleert bzw. wieder neu mit Formalinlösung aufgefüllt. In der „Bayrischen Au“ wurde auf Barberfallen verzichtet, um den Bestand des dort vorkommenden Hochmoorlaufkäfers (*Carabus menetriesi pacholei*) nicht zu gefährden. Im Moor „Orchideenwiese“ wurden zusätzlich zur Probefläche OR-M drei Standorte auf der Probefläche OR-H, auf welcher sich eine hohe Dichte von *Carex hartmanii* befand, mit jeweils nur einem Saugdurchgang (dh. 100 Saugpunkte) besaugt. Diese Probeflächen werden als OR-H1, OR-H2 und OR-H3 bezeichnet (H = Hartman-Segge). Die Barberfallen wurden auf dem Standort OR-H1 platziert und der Kescherfang fand auf der gesamten Fläche OR-H bzw. auf den angrenzenden Gehölzen statt.

Da die Untersuchungsflächen zum Teil in Schutzgebieten liegen, wurde am 01.07.2011 beim Amt der OÖ. Landesregierung (Abteilung Naturschutz) um eine naturschutzrechtliche Genehmigung der Arbeiten angesucht, die am 25.07.2011 auch erteilt wurde. Eine Übersicht über die beprobten Moore zeigt die nachfolgende Abb. 54.

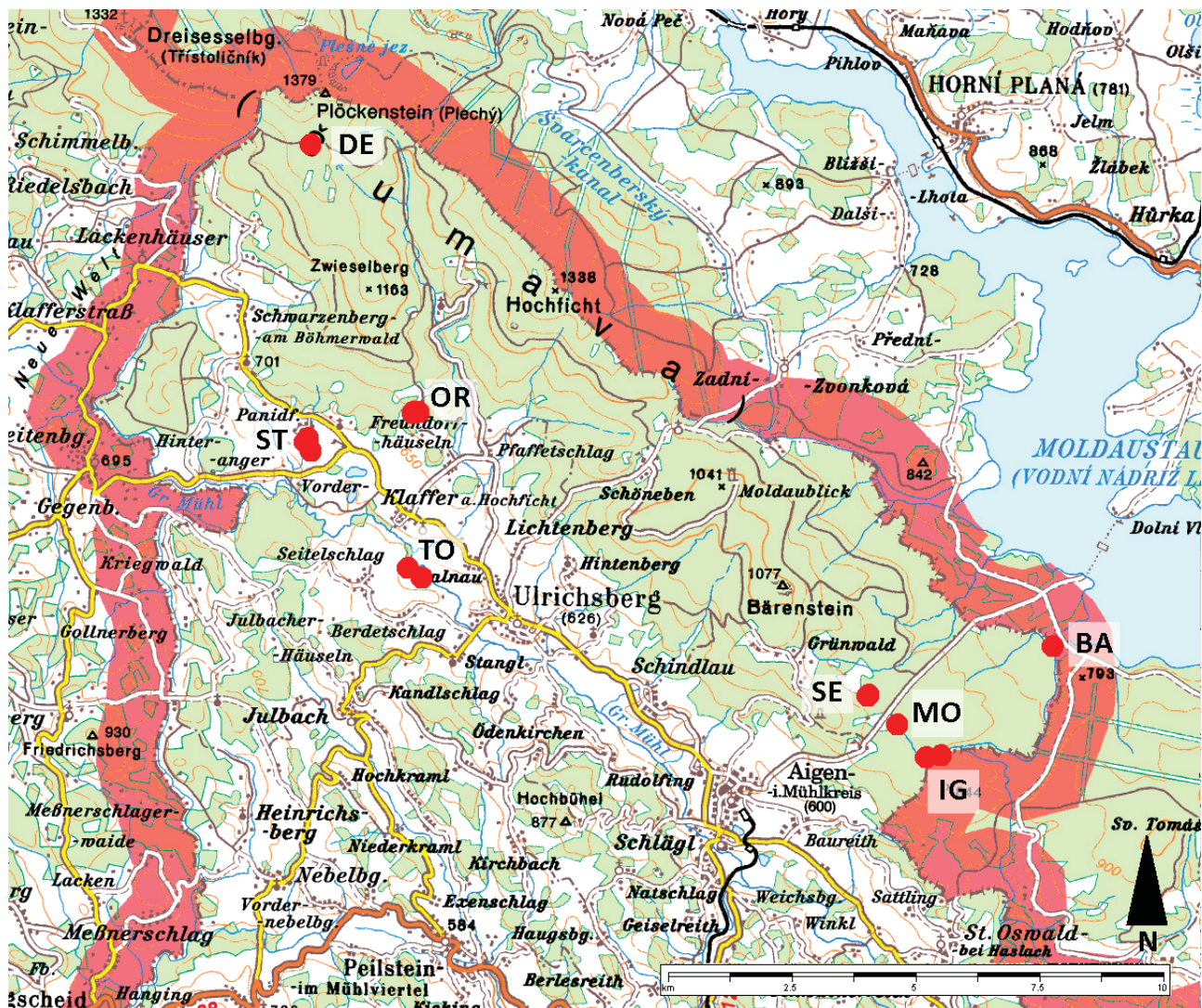


Abb. 54: Übersicht über die beprobten Moore (BA = Bayrische Au, DE = Deutsches Haidl, IG = Moor am Iglbach, MO = Moarhanslwiese, OR = Orchideenwiese, SE = Semmelau, ST = Stadlau, TO = Mooswiesen-Torfau; AMAP)

Die nachfolgenden Tabellen geben einen Überblick über alle Begehungstermine in den jeweiligen Probeflächen. Die Probenkürzel bestehen aus den ersten beiden Buchstaben des beprobten Moores, dem Kürzel für die Probefläche (M = Moorige Fläche, F = Feuchte Fläche, W = Wiese) und aus einem durchnummerierten Buchstaben der die Fangmethode erklärt (S = Saugfang, K = Kescherfang), wobei bei den Barberfallen auf einen Buchstaben verzichtet wurde. Die 4 Barberfallenbecher pro Probefläche enthalten lediglich die Moor- und Probeflächenbezeichnung und eine Nummerierung von 1 bis 4. Wenn im Gelände Aufzeichnungen zur Fängigkeit der Barberfallen gemacht wurden, dann sind diese in der Tabelle eingetragen (F = fängig, TF = teilfängig, NF = Nicht fängig).

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Bayrische Au			BA-M		48°40'22,5'' N 14°03'33,7'' O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
BA-M-S1	13.05.2011		BA-M-S1	22.08.2011	
BA-M-S2	13.05.2011		BA-M-S2	22.08.2011	
BA-M-S3	13.05.2011		BA-M-S3	22.08.2011	
BA-M-K	13.05.2011		BA-M-K	22.08.2011	
BA-M-S1	22.06.2011		BA-M-S1	24.09.2011	
BA-M-S2	22.06.2011		BA-M-S2	24.09.2011	
BA-M-S3	22.06.2011		BA-M-S3	24.09.2011	
BA-M-K	22.06.2011		BA-M-K	24.09.2011	
BA-M-S1	27.07.2011				
BA-M-S2	27.07.2011				
BA-M-S3	27.07.2011				
BA-M-K	27.07.2011				

Tab. 15: Begehungstermine der Probefläche BA-M in der Bayrischen Au

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Deutsches Haidl			DE-M		48°45'43,6'' N 13°51'13,9'' O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
DE-M-S1	18.05.2011		DE-M-S1	22.08.2011	
DE-M-S2	18.05.2011		DE-M-S2	22.08.2011	
DE-M-S3	18.05.2011		DE-M-S3	22.08.2011	
DE-M-K	18.05.2011		DE-M-K	22.08.2011	
DE-M-1 bis 4	18.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	DE-M-1 bis 4	22.08.2011	4 F; Abbauen der Barberfallen
DE-M-S1	25.06.2011		DE-M-S1	25.09.2011	
DE-M-S2	25.06.2011		DE-M-S2	25.09.2011	
DE-M-S3	25.06.2011		DE-M-S3	25.09.2011	
DE-M-K	25.06.2011		DE-M-K	25.09.2011	
DE-M-1 bis 4	25.06.2011	4 TF; herausgedrückt bzw. geflutet			
DE-M-S1	27.07.2011				
DE-M-S2	27.07.2011				
DE-M-S3	27.07.2011				
DE-M-K	27.07.2011				
DE-M-1 bis 4	27.07.2011	2F, 2 TF; etw. herausgedrückt bzw. geflutet			

Tab. 16: Begehungstermine der Probefläche DE-M im Deutschen Haidl

Moornamen			Probeflächekürzel		Koordinaten
Moor am Iglbach			IG-F		48°39'10,4" N 14°01'44,2" O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
IG-F-S1	19.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	IG-F-S1	20.08.2011	4 F; Abbauen der Barberfallen
IG-F-S2	19.05.2011		IG-F-S2	20.08.2011	
IG-F-S3	19.05.2011		IG-F-S3	20.08.2011	
IG-F-K	19.05.2011		IG-F-K	20.08.2011	
IG-F1 bis 4	19.05.2011		IG-F1 bis 4	20.08.2011	
IG-F-S1	22.06.2011	3 F, 1 TF; etw. geflutet	IG-F-S1	24.09.2011	
IG-F-S2	22.06.2011		IG-F-S2	24.09.2011	
IG-F-S3	22.06.2011		IG-F-S3	24.09.2011	
IG-F-K	22.06.2011		IG-F-K	24.09.2011	
IG-F1 bis 4	22.06.2011				
IG-F-S1	26.07.2011	1 F, 2 TF, 1 NF; geflutet bzw. herausgedrückt			
IG-F-S2	26.07.2011				
IG-F-S3	26.07.2011				
IG-F-K	26.07.2011				
IG-F1 bis 4	26.07.2011				

Tab. 17: Begehungstermine der Probefläche IG-F im Moor am Iglbach

Moornamen			Probeflächekürzel		Koordinaten
Moor am Iglbach			IG-M		48°39'09,2" N 14°01'30,4" O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
IG-M-S1	19.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	IG-M-S1	20.08.2011	3 F, 1 TF; Abbauen der Barberfallen
IG-M-S2	19.05.2011		IG-M-S2	20.08.2011	
IG-M-S3	19.05.2011		IG-M-S3	20.08.2011	
IG-M-K	19.05.2011		IG-M-K	20.08.2011	
IG-M-1 bis 4	19.05.2011		IG-M-1 bis 4	20.08.2011	
IG-M-S1	22.06.2011	1 F, 3 TF; etw. geflutet	IG-M-S1	24.09.2011	
IG-M-S2	22.06.2011		IG-M-S2	24.09.2011	
IG-M-S3	22.06.2011		IG-M-S3	24.09.2011	
IG-M-K	22.06.2011		IG-M-K	24.09.2011	
IG-M-1 bis 4	22.06.2011				
IG-M-S1	26.07.2011	2 TF, 2 NF; geflutet			
IG-M-S2	26.07.2011				
IG-M-S3	26.07.2011				
IG-M-K	26.07.2011				
IG-M-1 bis 4	26.07.2011				

Tab. 18: Begehungstermine der Probefläche IG-M im Moor am Iglbach

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Moarhanslwiese			MO-M		48°39'30,3" N 14°01'01,1" O
Probenkürzel	Begehungs- termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs- termin	Anmerkung
MO-M-S1	19.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	MO-M-S1	20.08.2011	3 F, 1 TF leicht herausgedrückt; Abbauen der Barberfallen
MO-M-S2	19.05.2011		MO-M-S2	20.08.2011	
MO-M-S3	19.05.2011		MO-M-S3	20.08.2011	
MO-M-K	19.05.2011		MO-M-K	20.08.2011	
MO-M-1 bis 4	19.05.2011		MO-M-1 bis 4	20.08.2011	
MO-M-S1	25.06.2011	2 F, 2 TF; herausgedrückt	MO-M-S1	24.09.2011	
MO-M-S2	25.06.2011		MO-M-S2	24.09.2011	
MO-M-S3	25.06.2011		MO-M-S3	24.09.2011	
MO-M-K	25.06.2011		MO-M-K	24.09.2011	
MO-M-1 bis 4	25.06.2011				
MO-M-S1	26.07.2011	3 F, 1 TF; herausgedrückt			
MO-M-S2	26.07.2011				
MO-M-S3	26.07.2011				
MO-M-K	26.07.2011				
MO-M-1 bis 4	26.07.2011				

Tab. 19: Begehungstermine der Probefläche MO-M auf der Moarhanslwiese

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Orchideenwiese			OR-M		48°42'50,2" N 13°53'04,8" O
Probenkürzel	Begehungs- termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs- termin	Anmerkung
OR-M-S1	18.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	OR-M-S1	22.08.2011	2 F, 2 TF geflutet; Abbauen der Barberfallen
OR-M-S2	18.05.2011		OR-M-S2	22.08.2011	
OR-M-S3	18.05.2011		OR-M-S3	22.08.2011	
OR-M-K	18.05.2011		OR-M-K	22.08.2011	
OR-M-1 bis 4	18.05.2011		OR-M-1 bis 4	22.08.2011	
OR-M-S1	27.06.2011	2 F, 2 TF geflutet	OR-M-S1	25.09.2011	
OR-M-S2	27.06.2011		OR-M-S2	25.09.2011	
OR-M-S3	27.06.2011		OR-M-S3	25.09.2011	
OR-M-K	27.06.2011		OR-M-K	25.09.2011	
OR-M-1 bis 4	20.06.2011				
OR-M-S1	19.07.2011	4 Tage zuvor gemäht			
OR-M-S2	19.07.2011				
OR-M-S3	19.07.2011				
OR-M-K	19.07.2011				
OR-M-1 bis 4	19.07.2011				
		1 F, 2 TF herausgedrückt, 1 NF geflutet (durch Mahd)			

Tab. 20: Begehungstermine der Probefläche OR-M auf der Orchideenwiese

Moornamen			Probeflächekürzel		Koordinaten
Orchideenwiese			OR-H1		48°42'49,5" N, 13°52'59,7" O
			OR-H2		48°42'49,1" N, 13°52'58,9" O
			OR-H3		48°42'50,2" N, 13°52'58,3" O
Probenkürzel	Begehungstermin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungstermin	Anmerkung
OR-H1-S1	18.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	OR-H1-S1	22.08.2011	2 F, 2 TF geflutet bzw. umspült; Abbauen der Barberfallen
OR-H2-S2	18.05.2011		OR-H2-S2	22.08.2011	
OR-H3-S3	18.05.2011		OR-H3-S3	22.08.2011	
OR-H-K	18.05.2011		OR-H-K	22.08.2011	
OR-H1-1 bis 4	18.05.2011		OR-H1-1 bis 4	22.08.2011	
OR-H1-S1	27.06.2011	4 F	OR-H1-S1	25.09.2011	ca. die Hälfte der besaigten Fläche war zuvor erneut gemäht worden
OR-H2-S2	27.06.2011		OR-H2-S2	25.09.2011	
OR-H3-S3	27.06.2011		OR-H3-S3	25.09.2011	
OR-H-K	27.06.2011		OR-H-K		
OR-H1-1 bis 4	20.06.2011				
OR-H1-S1	19.07.2011	4 Tage zuvor gemäht			
OR-H2-S3	19.07.2011				
OR-H3-S2	19.07.2011				
OR-H-K	19.07.2011				
OR-H1-1 bis 4	19.07.2011				
		1 F, 3 TF; durch Mahd beschädigt			

Tab. 21: Begehungstermine der Probefläche OR-H auf der Orchideenwiese

Moornamen			Probeflächekürzel		Koordinaten
Semmelau			SE-F		48°39'48,8" N
					14°00'31,7" O
Probenkürzel	Begehungstermin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungstermin	Anmerkung
SE-F-S1	13.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	SE-F-S1	20.08.2011	4 F; Abbauen der Barberfallen
SE-F-S2	13.05.2011		SE-F-S2	20.08.2011	
SE-F-S3	13.05.2011		SE-F-S3	20.08.2011	
SE-F-K	13.05.2011		SE-F-K	20.08.2011	
SE-F-1 bis 4	13.05.2011		SE-F-1 bis 4	20.08.2011	
SE-F-S1	22.06.2011	4 TF; etwas ausgetrocknet	SE-F-S1	24.09.2011	Wiese zuvor gemäht
SE-F-S2	25.06.2011		SE-F-S2	24.09.2011	
SE-F-S3	25.06.2011		SE-F-S3	24.09.2011	
SE-F-K	22.06.2011		SE-F-K	24.09.2011	
SE-F-1 bis 4	22.06.2011				
SE-F-S1	27.07.2011	1 F, 1 NF, 2 TF; teilweise geflutet			
SE-F-S2	27.07.2011				
SE-F-S3	27.07.2011				
SE-F-K	27.07.2011				
SE-F-1 bis 4	27.07.2011				

Tab. 22: Begehungstermine der Probefläche SE-F in der Semmelau

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Semmelau			SE-M		48°39'49,5" N 14°00'32,0" O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
SE-M-S1	13.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	SE-M-S1	20.08.2011	4 F; Abbauen der Barberfallen
SE-M-S2	13.05.2011		SE-M-S2	20.08.2011	
SE-M-S3	13.05.2011		SE-M-S3	20.08.2011	
SE-M-K	13.05.2011		SE-M-K	20.08.2011	
SE-M-1 bis 4	13.05.2011		SE-M-1 bis 4	20.08.2011	
SE-M-S1	22.06.2011	1 F, 2 TF ausgetrocknet, 1 NF geflutet	SE-M-S1	24.09.2011	
SE-M-S2	22.06.2011		SE-M-S2	24.09.2011	
SE-M-S3	22.06.2011		SE-M-S3	24.09.2011	
SE-M-K	22.06.2011		SE-M-K	24.09.2011	
SE-M-1 bis 4	22.06.2011				
SE-M-S1	27.07.2011	4 TF; teilweise geflutet			
SE-M-S2	27.07.2011				
SE-M-S3	27.07.2011				
SE-M-K	27.07.2011				
SE-M-1 bis 4	27.07.2011				

Tab. 23: Begehungstermine der Probefläche SE-M in der Semmelau

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Stadlau			ST-M1		48°42'29,7" N 13°51'12,4" O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
ST-M1-S1	17.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	ST-M1-S1	21.08.2011	4 F; Abbauen der Barberfallen
ST-M1-S2	17.05.2011		ST-M1-S2	21.08.2011	
ST-M1-S3	17.05.2011		ST-M1-S3	21.08.2011	
ST-M1-K	17.05.2011		ST-M1-K	21.08.2011	
ST-M1-1 bis 4	17.05.2011		ST-M1-1 bis 4	21.08.2011	
ST-M1-S1	20.06.2011	1 F, 1 TF, 2 NF; geflutet	ST-M1-S1	23.09.2011	
ST-M1-S2	20.06.2011		ST-M1-S2	23.09.2011	
ST-M1-S3	20.06.2011		ST-M1-S3	23.09.2011	
ST-M1-K	20.06.2011		ST-M1-K	23.09.2011	
ST-M1-1 bis 4	20.06.2011				
ST-M1-S1	25.07.2011	keine Aufzeichnung zur Fängigkeit			
ST-M1-S2	25.07.2011				
ST-M1-S3	25.07.2011				
ST-M1-K	25.07.2011				
ST-M1-1 bis 4	25.07.2011				

Tab. 24: Begehungstermine der Probefläche ST-M1 in der Stadlau

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Stadlau			ST-M2		48°42'23,7" N 13°51'18,8" O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
ST-M2-S1	18.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	ST-M2-S1	21.08.2011	3 F, 1 TF herausgedrückt; Abbauen der Barberfallen
ST-M2-S2	18.05.2011		ST-M2-S2	21.08.2011	
ST-M2-S3	18.05.2011		ST-M2-S3	21.08.2011	
ST-M2-K	18.05.2011		ST-M2-K	21.08.2011	
ST-M2-1 bis 4	18.05.2011		ST-M2-1 bis 4	21.08.2011	
ST-M2-S1	20.06.2011	2 F, 2 TF; herausgedrückt	ST-M2-S1	23.09.2011	
ST-M2-S2	20.06.2011		ST-M2-S2	23.09.2011	
ST-M2-S3	20.06.2011		ST-M2-S3	23.09.2011	
ST-M2-K	20.06.2011		ST-M2-K	23.09.2011	
ST-M2-1 bis 4	20.06.2011				
ST-M2-S1	25.07.2011	keine Aufzeichnung zur Fängigkeit			
ST-M2-S2	25.07.2011				
ST-M2-S3	25.07.2011				
ST-M2-K	25.07.2011				
ST-M2-1 bis 4	25.07.2011				

Tab. 25: Begehungstermine der Probefläche ST-M2 in der Stadlau

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten
Stadlau			ST-W		48°42'32,0" N 13°51'15,5" O
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung
ST-W-S1	17.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	ST-W-S1	21.08.2011	1 TF, 3 NF; geflutet; Abbauen der Barberfallen
ST-W-S2	17.05.2011		ST-W-S2	21.08.2011	
ST-W-S3	17.05.2011		ST-W-S3	21.08.2011	
ST-W-K	17.05.2011		ST-W-K	21.08.2011	
ST-W-1 bis 4	17.05.2011		ST-W-1 bis 4	21.08.2011	
ST-W-S1	20.06.2011	3 TF, 1 NF; geflutet	ST-W-S1	23.09.2011	Beweidung
ST-W-S2	20.06.2011		ST-W-S2	23.09.2011	
ST-W-S3	20.06.2011		ST-W-S3	23.09.2011	
ST-W-K	20.06.2011		ST-W-K	23.09.2011	
ST-W-1 bis 4	20.06.2011				
ST-W-S1	25.07.2011	Wiese frisch gemäht			
ST-W-S2	25.07.2011				
ST-W-S3	25.07.2011				
ST-W-K	25.07.2011				
ST-W-1 bis 4	25.07.2011				
		keine Aufzeichnung zur Fängigkeit			

Tab. 26: Begehungstermine der Probefläche ST-W in der Stadlau

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten	
Mooswiesen-Torfau			TO-F		48°41'01,6" N 13°53'09,4" O	
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	
TO-F-S1	17.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	TO-F-S1	21.08.2011	3 F, 1 TF geflutet; Abbauen der Barberfallen	
TO-F-S2	17.05.2011		TO-F-S2	21.08.2011		
TO-F-S3	17.05.2011		TO-F-S3	21.08.2011		
TO-F-K	17.05.2011		TO-F-K	21.08.2011		
TO-F-1 bis 4	17.05.2011		TO-F-1 bis 4	21.08.2011		
TO-F-S1	21.06.2011	4 F	TO-F-S1	23.09.2011		
TO-F-S2	21.06.2011		TO-F-S2	23.09.2011		
TO-F-S3	21.06.2011		TO-F-S3	23.09.2011		
TO-F-K	21.06.2011		TO-F-K	23.09.2011		
TO-F-1 bis 4	21.06.2011					
TO-F-S1	19.07.2011	Wiese kurz zuvor gemäht				
TO-F-S2	19.07.2011					
TO-F-S3	19.07.2011					
TO-F-K	19.07.2011					
TO-F-1 bis 4	19.07.2011					
		1 F, 3 TF; geflutet bzw. durch Mahd beschädigt				

Tab. 27: Begehungstermine der Probefläche TO-F in der Mooswiesen-Torfau

Moorname			Probeflächekürzel		Koordinaten	
Mooswiesen-Torfau			TO-M		48°41'08,5" N 13°52'55,5" O	
Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	Probenkürzel	Begehungs-termin	Anmerkung	
TO-M-S1	17.05.2011	Aufstellen der Barberfallen	TO-M-S1	21.08.2011	4 F; Abbauen der Barberfallen	
TO-M-S2	17.05.2011		TO-M-S2	21.08.2011		
TO-M-S3	17.05.2011		TO-M-S3	21.08.2011		
TO-M-K	17.05.2011		TO-M-K	21.08.2011		
TO-M-1 bis 4	17.05.2011		TO-M-1 bis 4	21.08.2011		
TO-M-S1	27.06.2011	4 F	TO-M-S1	23.09.2011		
TO-M-S2	27.06.2011		TO-M-S2	23.09.2011		
TO-M-S3	27.06.2011		TO-M-S3	23.09.2011		
TO-M-K	27.06.2011		TO-M-K	23.09.2011		
TO-M-1 bis 4	21.06.2011					
TO-M-S1	25.07.2011	keine Aufzeichnung zur Fängigkeit				
TO-M-S2	25.07.2011					
TO-M-S3	25.07.2011					
TO-M-K	25.07.2011					
TO-M-1 bis 4	25.07.2011					

Tab. 28: Begehungstermine der Probefläche TO-M in der Mooswiesen-Torfau

Die nachfolgenden Diagramme zeigen den Temperatur- und Niederschlagsverlauf im Böhmerwald zum Zeitpunkt der Datenerhebung.

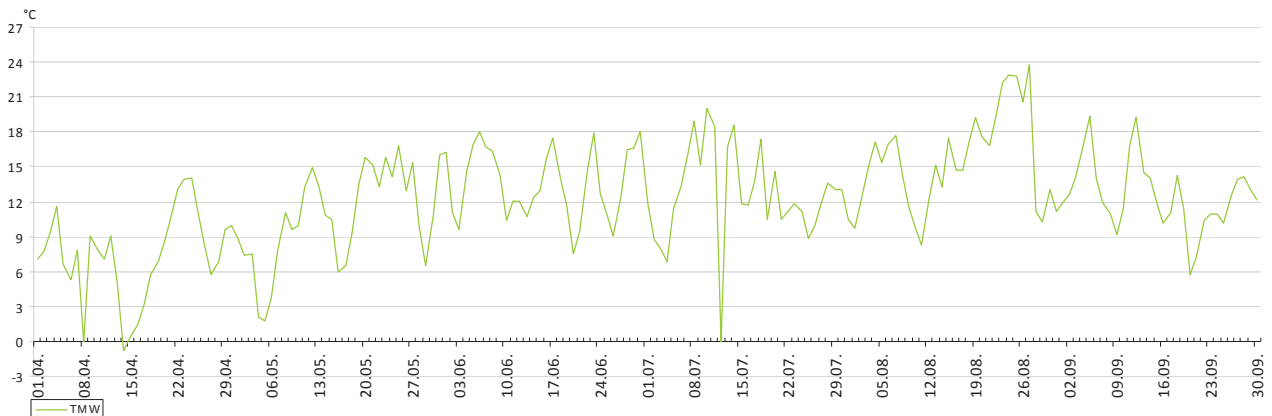


Abb. 55: Temperaturverlauf der Messstation Schöneben von April bis September 2011 (Land Oberösterreich - Abteilung Umweltschutz, Messstation Schöneben Nr. S420)

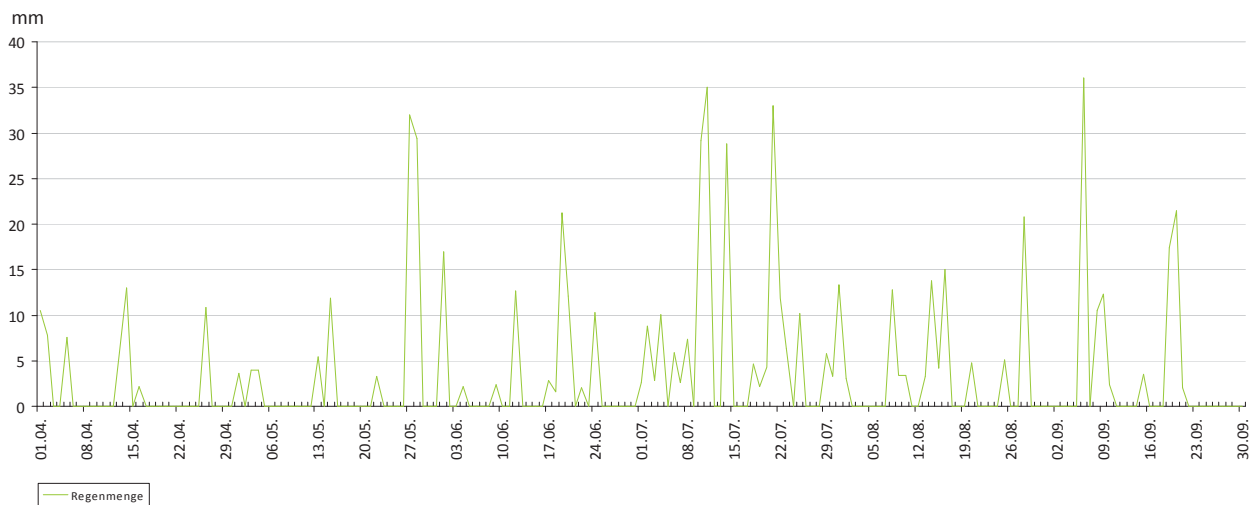


Abb. 56: Niederschlagsverlauf der Messstation Schöneben von April bis September 2011 (Land Oberösterreich - Abteilung Umweltschutz, Messstation Schöneben Nr. S420)

5.4 DATENANALYSE

Die gesammelten Daten wurden in die MS Acces-Datenbank „Hopperbase 1.04“ eingegeben und die weitere Auswertung wurde größtenteils mittels Microsoft Excel durchgeführt. Für die Clusteranalyse (s. 7.2.1 Clusteranalyse) wurde SPSS Version 19 und für die Schätzung der Gesamtartenzahl EstimateS 8.2 (s. 7.3 Geschätzte Gesamtartenzahl) verwendet.

5.5 METHODENKRITIK

5.5.1 Fangmethodik

Da ausschließlich Feuchtlebensräume untersucht wurden, war die Beprobung der Moore mittels modifiziertem Laubsauger gelegentlich etwas problematisch. Hauptsächlich, wenn es Tage vor dem Begehungszeitpunkt starke Regenfälle gab, und das Besaugen der Flächen am Morgen stattfand, waren die Saugproben teilweise nass. Dies hatte ein Ankleben der gefangenen Zikaden an den Wänden der Plastikbox, in welche diese zum Einsaugen mittels Exhaustor geleert wurden, zur Folge. Wurde das Saugrohr beim Besammeln unabsichtlich in einer Pfütze positioniert, und der Saugdurchgang erschien fehlgeschlagen, dann wurde dieser wiederholt.

Da die Fallen in sehr nassen und auch teilweise am Hang liegenden Probeflächen platziert wurden, waren gelegentlich Becher geflutet oder wurden durch das steigende Wasser aus ihrem Loch hinausgedrückt. Bei dem monatlichen Auswechseln der Fallen wurde versucht, die betroffenen Becher rundherum mit Torfmoos zu polstern und so erneut fängig zu machen.

5.5.2 Probefläche Orchideenwiese

Es sollten hier nur Flächen mit der Hartman-Segge (*Carex hartmanii*) beprobt werden. Da diese Segge nur in sehr kleinflächigen, punktuellen Beständen (relativ nah beieinander liegend) auf der Probefläche (Orchideenwiese) auftritt und diese Bestände bzw. Flächen von wenigen Quadratmetern nicht mit drei Saugdurchgängen hintereinander belastet werden konnten (Wiese sofort zusammengedrückt, Zikaden verscheucht), wurden diese drei Bestände hintereinander, mit jeweils 100 Saugpunkten beprobt. Weil diese drei Wiesenbereiche untereinander sehr ähnlich sind (relativ homogen), werden in der Auswertung für die Übersichtstabelle und für die Darstellung der Artgemeinschaften alle drei *Carex hartmanii*-Flächen (H1, H2, H3) zusammengefasst.

5.5.3 Auswertung

Aufgrund der hohen auftretenden Individuenzahlen konnten im Rahmen dieser Arbeit nur die Fänge der Saugproben ausgewertet werden. Der Ergebnis- und Diskussionsteil bezieht sich somit ausschließlich auf diese.

Da die Weibchen einiger Gattungen nicht auf Artniveau bestimmt werden konnten, wurden diese für die zönotischen Auswertungen in dem Verhältnis, in dem Männchen dieser Gattung auf dieser Probefläche nachgewiesen wurden, aufgeteilt (s. 6.1 Anmerkungen zur Auswertung). Weiters werden *Kelisia ribauti* „boreomontan“ und *Kelisia ribauti* „mediterran“ in dieser Arbeit jeweils als eigene Art behandelt.

6 ERGEBNISSE

6.1 ANMERKUNGEN ZUR AUSWERTUNG

Nachfolgende Ergebnisse betreffen ausschließlich die ausgewerteten Saugproben (s. 5.2 Untersuchungsdesign, Präparation und Bestimmung). Die Nomenklatur und Reihung der Arten im Ergebnisteil richten sich nach HOLZINGER (2009b).

Übersichtstabelle und Artengemeinschaften:

Für die zönotischen Auswertungen wurden Weibchen, die nur auf Gattungsniveau bestimmt werden konnten, in dem Verhältnis, in dem Männchen dieser Gattung auf dieser Probestfläche nachgewiesen wurden, aufgeteilt.

Beispiel 1:

Aufteilung der Arten der Gattung *Cicadula* auf Fläche ST-M1:

Cicadula albingensis: 2 M in ST-M1-S3, 23.09.11

Cicadula saturata: 1 M in ST-M1-S1, 21.08.11

Cicadula sp. 8 W in verschiedenen Saugproben

Die Weibchen wurden (in der jeweiligen Saugprobe in der sie gesammelt wurden) im Verhältnis 2 : 1 auf *C. albingensis* und *C. saturata* aufgeteilt.

Beispiel 2:

Weibchen der Gattung *Kelisia* konnten im Falle von *Kelisia* Arten der Gattung *K. vittipennis*, *pallidula*, *ribauti* „*mediterranean*“ bestimmt werden, während einer Unterscheidung von *K. ribauti* „*boreomontan*“ und *K. praecox* nicht möglich war. Daher werden diese unbestimmbaren Weibchen im Verhältnis der Männchen der beiden Arten, den Arten zugeordnet.

Beispiel 3:

Weibchen der Gattung *Macrosteles* konnten nicht auf Artniveau bestimmt werden, mit der Ausnahme von *Macrosteles septemnotatus*. Daher wurden Weibchen dieser Gattung, sofern sie nicht *M. septemnotatus* waren, wie üblich auf die restlichen Arten der Gattung aufgeteilt.

Beispiel 4:

Weibchen der Gattung *Javesella* konnten im Falle von *Javesella pellucida* auf Artniveau bestimmt werden, während eine Unterscheidung der restlichen *Javesella* Arten nicht möglich war. Daher wurden diese unbestimmbaren Weibchen im Verhältnis der Männchen der zugehörigen Arten, den Arten zugeordnet.

Konnten auf einer Fläche aus einer Gattung oder Artengruppe nur auf Artniveau unbestimmbare Weibchen nachgewiesen werden, so bleibt die Artzuordnung für diese Individuen naturgemäß offen.

Insgesamt betreffen diese Zuordnungen folgende Gattungen/Arten: *Anaceratagallia* spp., *Aphrophora* spp. (ein frisch gehäutetes weibliches Individuum), *Anoscopus* spp., *Aphrodes* spp., *Arthaldeus* spp., *Balclutha* spp., *Cicadula* spp., *Elymana* spp., *Euscelis* spp., *Forcipata* spp., *Jassargus* spp. der *sursumflexus*-Gruppe (*J. sursumflexus* und *J. alpinus*), *Javesella* spp., *Kelisia* sp. (p.p.), , *Kybos* spp., *Macrosteles* spp., *Planaprodes* spp., *Stiroma* spp., *Streptanus* spp. und *Xanthodelphax* spp.

Die **Larven** werden zwar in der Übersichtstabelle (Summe der Larven pro Probefläche) erwähnt, in den gesamten Berechnungen aber nicht berücksichtigt, da diese nur zufällig mitgesammelt und nicht auf Artniveau bestimmt wurden.

Parasitierte Männchen, welche nicht auf Artniveau bestimmt werden konnten, wurden – gleich wie die unbestimmbaren Weibchen – auf die Männchen dieser Gattung aufgeteilt.

6.2 DATENÜBERSICHT

Insgesamt wurden 24.391 Individuen (davon 21.042 Adulte), aus 114 Arten in 210 Saugproben erfasst. Die nachfolgende Tabelle gibt einen Überblick über die Zikadenarten aller beprobten Flächen und ihre Häufigkeit. Die Dominanz richtet sich nach HEYDEMANN (1953) und ENGELMANN (1978) und ist folgendermaßen gekennzeichnet:

=====	= Eudominant (100–30 %)
-----	= Dominant (19,9–10 %)
=====	= Subdominant (9,9–5 %)
=====	= Rezedent (4,9–1 %)
	darunter = Subrezedent (< 1 %)

Tab. 29: Kennzeichnung der Dominanzklassen

Tab. 30: Übersichtstabelle der gesammelten Individuen aus den Saugproben (CR = vom Aussterben bedroht, EN = stark gefährdet, VU = gefährdet, NT = Vorwarnstufe, LC = ungefährdet, DD = Datenlage ungenügend nach HOLZINGER 2009a. BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

Nr.	Wiss. Name	BA-M	DE-M	IG-F	IG-M	MO-M	OR-H	OR-M	SE-F
1	<i>Conomelus anceps</i>	847	2	17	156	211	135	44	167
2	<i>Muellerianella extrusa</i>	115	1	35	233	61	215	122	416
3	<i>Jassargus pseudocellaris</i>			1			88	48	430
4	<i>Arthaldeus pascuellus</i>	52		53	41	258	103	21	86
5	<i>Deltocephalus pulicaris</i>	1		4	5	45			601
6	<i>Cicadella viridis</i>	44	1	93	155	70	41	31	49
7	<i>Muellerianella brevipennis</i>	5	1	12	21	93	146	60	44
8	<i>Forcipata forcipata</i>						124,5	557,3	16,58
9	<i>Sorhoanus assimilis</i>	16	12	32,5	25	61	95	84	52
10	<i>Delphacodes venosus</i>	59	1	40	110	99			91
11	<i>Forcipata citrinella</i>					11	184,5	37,66	46,42
12	<i>Sorhoanus xanthoneurus</i>		567	1,46					
13	<i>Macustus grisescens</i>	62	8	89	88	39		11	14
14	<i>Kelisia vittipennis</i>	1		24	150	3	3	6	2
15	<i>Jassargus sursumflexus</i>	26			1			9	344,9
16	<i>Neophilaenus lineatus</i>	45		91	26		16	11	7
17	<i>Kelisia praecox</i>			134	4				
18	<i>Megamelus notula</i>	15		31	98	25	9	1	29
19	<i>Rhopalopyx adumbrata</i>			10	1	2		1	302
20	<i>Verdanus abdominalis</i>			2	6	12	10	1	185
21	<i>Acanthodelphax spinosa</i>		1	12	6	13	19	34	38
22	<i>Cicadula quadrinotata</i>	7		19,26	22,31		34		47
23	<i>Anakelisia perspicillata</i>								202
24	<i>Paradelphacodes paludosa</i>	15		61	74				
25	<i>Dicranotropis divergens</i>						2	1	27
26	<i>Criomorphus albomarginatus</i>			18	11	2	12	95	
27	<i>Streptanus sordidus</i>			2		15	12	35,46	50
28	<i>Anoscopus flavostriatus</i>	2		12,81	15	25			36,67
29	<i>Aphrodes diminuta</i>			5	23	1,67	30	20	10
30	<i>Agallia brachyptera</i>					39	1		15
31	<i>Psammotettix cephalotes</i>		1				66	5	6
32	<i>Psammotettix confinis</i>		1	3	1	1	5	1	2
33	<i>Kelisia pallidula</i>				58	1			22
34	<i>Javesella forcipata</i>					32,53	7,42	29	1
35	<i>Anoscopus albifrons</i>			4,2	5		6	11	3,33
36	<i>Javesella discolor</i>				1	27,44			
37	<i>Kelisia ribauti "mediterranean"</i>						14	18	45
38	<i>Errastunus ocellaris</i>	19					8	2	
39	<i>Javesella pellucida</i>	1		1	2	3,03	6	2	34
40	<i>Macrosteles laevis</i>						3	1	2
41	<i>Cicadula rubroflava</i>					48,55			
42	<i>Macrosteles septemnotatus</i>						7		
43	<i>Javesella dubia</i>						7,58	11	1
44	<i>Anaceratagallia ribauti</i>								
45	<i>Oncodelphax pullula</i>	12		17	15				
46	<i>Elymana sulphurella</i>					5,5	18	23	8
47	<i>Jassargus alpinus</i>		4			46	1		1,08

SE-M	ST-M1	ST-M2	ST-W	TO-F	TO-M	Summe Individuen	Anteil (%)	Stetigkeit (%)	RL Ö
978	16	177	22	559		3331	15,8	93	LC
848	193	71	40	81	11	2442	11,6	100	DD
5			410	154		1136	5,4	50	LC
135			97	90	56,75	992,75	4,7	79	LC
8	1		194	100		959	4,6	64	LC
90	65	37	3	41	43	763	3,6	100	LC
86	2	2	15	262	1	750	3,6	100	LC
17						715,38	3,4	29	LC
66	48	55	1	4	108	659,5	3,1	100	VU
139	34	38	1		11	623	3,0	79	NT
			206	116	12	613,62	2,9	50	NT
						568,46	2,7	14	CR
42	113	27	1	1	30	525	2,5	93	LC
230	18	87				524	2,5	71	VU
62	33	1	2		14	492,92	2,3	64	LC
20	70	90		33	1	410	1,9	79	LC
3	7	8			211	367	1,7	43	VU
74	12	1	33	35		363	1,7	86	NT
1		2				319	1,5	50	LC
2			27	36	19	300	1,4	71	LC
1	1	2	58	103	2	290	1,4	93	LC
43,18		4	48	5	2,57	232,32	1,1	71	LC
						202	1,0	7	VU
	1	6	2	37		196	0,9	50	EN
			110	42		182	0,9	36	LC
2	12	3		1	1	157	0,7	71	LC
22						136,46	0,6	43	LC
9,2			9,33	16,71	9	135,72	0,6	64	LC
2	1	1	9	29		131,67	0,6	79	DD
20	3	6	12	17	9	122	0,6	64	LC
1			27	4		110	0,5	50	NT
1			79	15		109	0,5	71	LC
3		24				108	0,5	36	EN
	27		1,38			98,32	0,5	43	LC
13,8	4		44	3,714		95,05	0,5	64	LC
62						90,44	0,4	21	LC
2			7			86	0,4	36	EN
			5	1	51	86	0,4	43	LC
4			23,38	8,8		85,21	0,4	71	LC
			39	31,43		76,43	0,4	36	LC
2					25,71	76,27	0,4	21	
	37	4		21	1	70	0,3	36	LC
			26,25	19,2		65,03	0,3	36	LC
			64			64	0,3	7	LC
	9	7				60	0,3	36	EN
			4			58,5	0,3	36	LC
5						57,08	0,3	36	LC

Nr.	Wiss. Name	BA-M	DE-M	IG-F	IG-M	MO-M	OR-H	OR-M	SE-F
48	<i>Evacanthus interruptus</i>				1	50	1		2
49	<i>Xanthodelphax straminea</i>	6		10,5	12				
50	<i>Philaenus spumarius</i>				1	9	6	5	
51	<i>Stiroma bicarinata</i>			1	19	19		7	
52	<i>Kelisia ribauti "boreomontan"</i>			7			8	3	28
53	<i>Cicadula saturata</i>			10,71	25,5	4,41			
54	<i>Cicadula albingensis</i>					2,21	4,25	27,5	
55	<i>Macrosteles ossiannilssoni</i>								
56	<i>Doratura stylata</i>								31
57	<i>Arocephalus punctum</i>								31
58	<i>Stroggylocephalus agrestis</i>			6	12				7
59	<i>Cicadula persimilis</i>				3,2	2,21	12,75	5,5	
60	<i>Eupteryx notata</i>						3	2	3
61	<i>Erzaleus metrius</i>	5							
62	<i>Athysanus argentarius</i>	5		1	1				
63	<i>Xanthodelphax flaveola</i>			3,5		8		2	1
64	<i>Megophthalmus scanicus</i>			3					
65	<i>Endria nebulosa</i>			3	5	8			1
66	<i>Stenocranus major</i>	9							
67	<i>Aphrodes makarovi</i>					3,33			
68	<i>Graphocraerus ventralis</i>								2
69	<i>Eupteryx heydenii</i>					13		2	
70	<i>Planaphrodes nigrata</i>			5		10			
71	<i>Macrosteles viridigriseus</i>								
72	<i>Cicadula quinquenotata</i>					6,62			
73	<i>Paraliburnia adela</i>	8							
74	<i>Anoscopus serratulae</i>								
75	<i>Hardya tenuis</i>	1		4	1	1			5
76	<i>Planaphrodes bifasciata</i>								
77	<i>Eupelix cuspidata</i>			4			2		3
78	<i>Evacanthus acuminatus</i>						1	3	
79	<i>Aphrophora alni</i>					3	2		
80	<i>Laodelphax striatella</i>		1		1				1
81	<i>Cosmotettix costalis</i>								
82	<i>Erythria manderstjernii</i>		3			3			
83	<i>Stroggylocephalus livens</i>	6							
84	<i>Balclutha punctata</i>					1	3		
85	<i>Streptanus aemulans</i>							1,54	
86	<i>Elymana kozhevnikovi</i>					5,5			
87	<i>Fagocyba cruenta</i>		4						
88	<i>Dicranotropis hamata</i>				1				
89	<i>Arocephalus longiceps</i>								1
90	<i>Hesium domino</i>							1	
91	<i>Euscelis incisus</i>								
92	<i>Macrosteles cristatus</i>								
93	<i>Hyledelphax elegantula</i>				1				
94	<i>Streptanus marginatus</i>				1				
95	<i>Arthaldeus arenarius</i>								
96	<i>Balclutha calamagrostis</i>	1							
97	<i>Macropsis cerea</i>				2				
98	<i>Athysanus quadrum</i>				2				
99	<i>Kelisia sima</i>								2
100	<i>Cercopis vulnerata</i>	1		1					
101	<i>Doliotettix lunulatus</i>			1					

SE-M	ST-M1	ST-M2	ST-W	TO-F	TO-M	Summe Individuen	Anteil (%)	Stetigkeit (%)	RL Ö
23,25		1			2	56	0,3	36	LC
			1	27		52,75	0,3	36	VU
			2			49	0,2	43	LC
			1			48	0,2	36	LC
						47	0,2	36	EN
	3,67					44,29	0,2	29	
2,27	7,33					43,56	0,2	36	LC
			14,5	19,64		34,14	0,2	14	NT
			2			33	0,2	14	LC
1						32	0,2	14	VU
1		3				29	0,1	36	EN
4,55						28,20	0,1	36	LC
			18			26	0,1	29	LC
					21	26	0,1	14	LC
	3	3		2	11	26	0,1	50	LC
7,75						22,25	0,1	36	EN
1				14		18	0,1	21	LC
						17	0,1	29	
					8	17	0,1	14	LC
					13	16,33	0,1	14	DD
			13			15	0,1	14	LC
						15	0,1	14	LC
						15	0,1	14	LC
			14,5			14,5	0,1	7	LC
					7,71	14,33	0,1	14	VU
					6	14	0,1	14	EN
			6,67	5,57		12,24	0,1	14	LC
						12	0,1	36	LC
			12			12	0,1	7	LC
	1	1				11	0,1	36	NT
					6	10	0,0	21	LC
		1		3		9	0,0	29	LC
			3			6	0,0	29	LC
	3	3				6	0,0	14	EN
						6	0,0	14	LC
						6	0,0	7	CR
2						6	0,0	21	LC
					4	5,54	0,0	14	LC
						5,5	0,0	7	DD
						4	0,0	7	LC
1			1	1		4	0,0	29	LC
					3	4	0,0	14	LC
			3			4	0,0	14	LC
			4			4	0,0	7	LC
				3,93		3,93	0,0	7	LC
1					1	3	0,0	21	LC
					2	3	0,0	14	DD
					2,25	2,25	0,0	7	LC
		1				2	0,0	14	LC
						2	0,0	7	LC
						2	0,0	7	EN
						2	0,0	7	EN
						2	0,0	14	LC
1						2	0,0	14	

Nr.	Wiss. Name	BA-M	DE-M	IG-F	IG-M	MO-M	OR-H	OR-M	SE-F
102	<i>Diplocolenus bohemani</i>				2				
103	<i>Kybos strobli</i>						2		
104	<i>Ulopa carneae</i>		1						
105	<i>Limotettix striola</i>	1							
106	<i>Euscelis distinguendus</i>								1
107	<i>Neophilaenus exclamationis</i>				1				
108	<i>Struebingianella lugubrina</i>	1							
109	<i>Notus flavipennis</i>								1
110	<i>Eupteryx cyclops</i>					1			
111	<i>Cixius similis</i>		1						
112	<i>Delphacinus mesomelas</i>								
113	<i>Acanthodelphax denticauda</i>								
114	<i>Eupteryx signatipennis</i>								
	Delphacidae Gen. sp. indet.			3		3	9	11	
	Cicadellidae Gen. sp. indet.					1	10	2	
	<i>Macrosteles</i> sp. indet.	1		2					
	<i>Xanthodelphax</i> sp. indet.								
	<i>Elymana</i> sp. indet.				1				
	<i>Stiroma</i> sp. indet.								
	<i>Balclutha</i> sp. indet.							3	
	<i>Javesella</i> sp. indet.		2						
	<i>Euscelis</i> sp. indet.								
	<i>Forcipata</i> sp. indet.								
	<i>Streptanus</i> sp. indet.								
	<i>Anaceratagallia</i> sp. indet.						1		
	<i>Aphrophora</i> sp. indet.							1	
	Macropsinae Gen. sp. indet.								
	Typhlocybinae Gen. sp. indet.		1						
Summe adulte Individuen		1389	613	891	1446	1405	1494	1410	3554
Zahl differenzierter Taxa		31	19	44	47	48	46	46	53
Artenzahl		30	17	42	46	46	42	41	52
Larven:									
	Cicadellidae Gen. sp. indet.	53	138	75	83	117	150	177	309
	Delphacidae Gen. sp. indet.	169		89	116	146	102	162	115
	Aphrophoridae Gen. sp. indet.			2					
Summe Larven		222	138	164	201	263	252	339	424
Summe Individuen gesamt		1611	751	1055	1647	1668	1746	1749	3978
Anzahl der Fundorte:									
		14							
Probenzahl je Probenfläche:		15							
Anzahl differenzierter Taxa:		129							
Nachgewiesene Arten:		114							
Gesamtindividuenzahl Adulte:		21042							
Gesamtindividuenzahl:		24391							

SE-M	ST-M1	ST-M2	ST-W	TO-F	TO-M	Summe Individuen	Anteil (%)	Stetigkeit (%)	RL Ö
						2	0,0	7	LC
						2	0,0	7	NT
						1	0,0	7	EN
						1	0,0	7	VU
						1	0,0	7	LC
						1	0,0	7	LC
						1	0,0	7	VU
						1	0,0	7	NT
						1	0,0	7	LC
						1	0,0	7	VU
			1			1	0,0	7	VU
				1		1	0,0	7	VU
					1	1	0,0	7	
2	9		4	3	3	47	0,2	64	
				1		14	0,1	29	
					1	4	0,0	21	
	1		2			3	0,0	14	
				2		3	0,0	14	
					3	3	0,0	7	
						3	0,0	7	
						2	0,0	7	
				2		2	0,0	7	
		1				1	0,0	7	
				1		1	0,0	7	
						1	0,0	7	
						1	0,0	7	
			1			1	0,0	7	
						1	0,0	7	
3047	735	667	1724	1953	714	21042			
46	29	30	50	43	37				
45	27	29	46	38	34				
134	93	53	197	146	81				
215	36	48	61	274	8				
349	129	101	258	420	89	3349			
3396	864	768	1982	2373	803	24391			

6.2.1 Gesamt-Dominanz-Kurve

Abb. 57 zeigt die Gesamt-Dominanzkurve der Arten aller Probeflächen. An der Steilheit der Kurve kann abgelesen werden, dass eine relativ geringe Anzahl an Arten die Zikadenfauna dominiert. In Summe konnten jedoch 114 Zikadenarten nachgewiesen werden – dies weist auf einen relativ großen Artenreichtum hin.

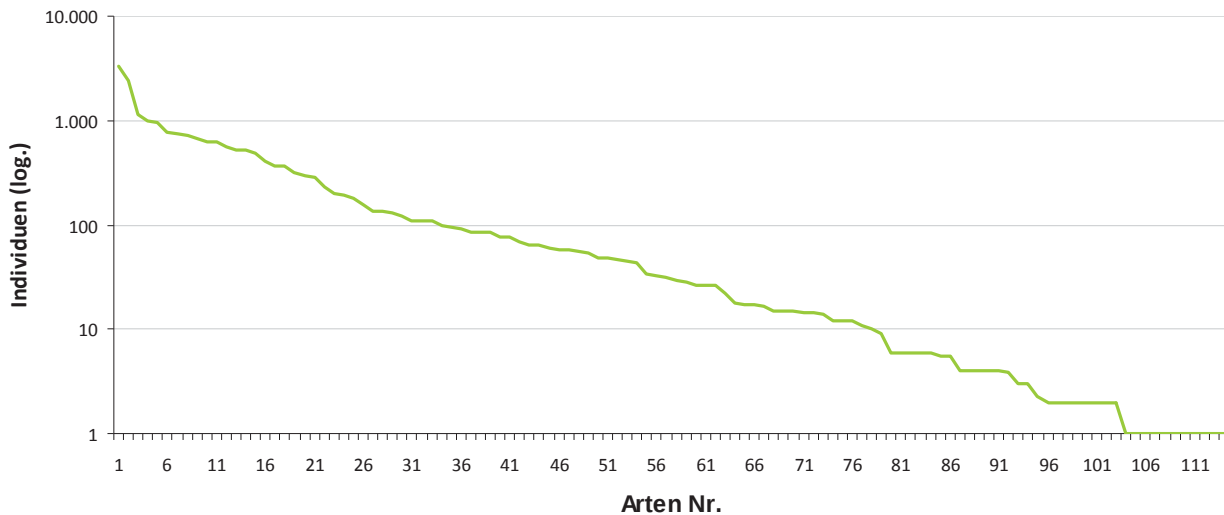


Abb. 57: Gesamt-Dominanzkurve (log.)

6.2.2 Artenzahl und Zahl adulter Individuen aller Probeflächen

Berücksichtigt man alle Saugproben im Untersuchungszeitraum, so konnten im Mittel auf den Mooren ca. 89 (± 52) Individuen/m² nachgewiesen werden. Die mittlere Artenzahl der Flächen liegt bei ca. 39 (± 10) Arten.



Abb. 58: Arten- und Individuenzahlen (log.) der adulten Zikaden auf den Probeflächen im Beprobungszeitraum Mai bis September (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 30)

6.3.1 Gesamtübersicht

In Abb. 59 und Abb. 60 werden die nachgewiesenen Individuen- und mittlere Artenzahlen in den beprobten Monaten dargestellt. Aus den Diagrammen geht hervor, dass die meisten Individuen und Arten im Juli vorkommen. Im späten Frühjahr wurden die wenigsten adulten Individuen gesammelt. Auch die Artenzahl war zu diesem Zeitpunkt am niedrigsten.

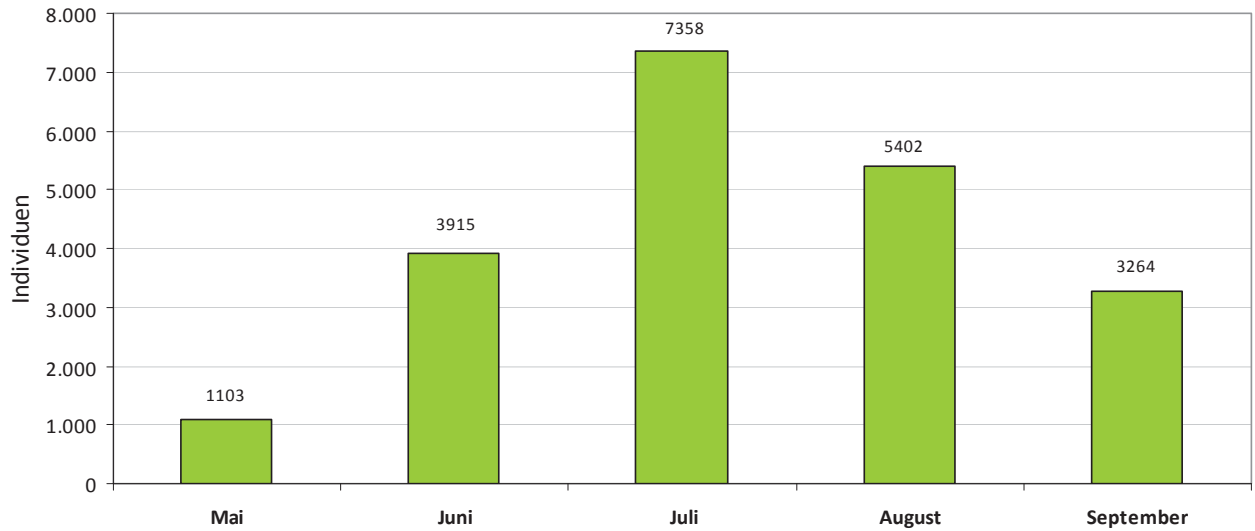


Abb. 59: Gesamtzahl adulter Individuen im Untersuchungszeitraum

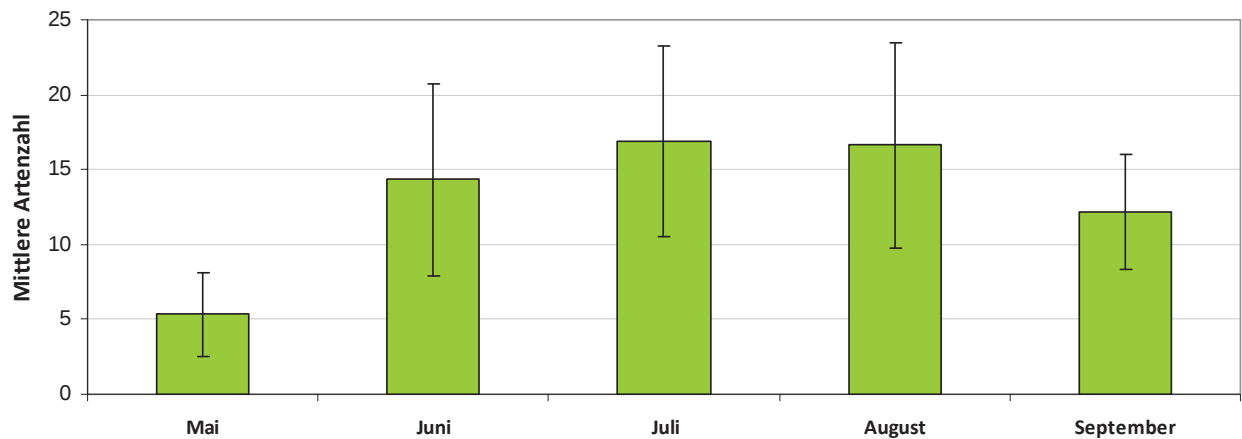


Abb. 60: Mittlere Artenzahl aller Saugproben im Untersuchungszeitraum, errechnet aus den Monatsmittelwerten aller Probeflächen

6.3.2 Zikadendichte

In Abb. 61 wird die Zikadendichte (adulte Zikaden pro m²) der Probeflächen über den gesamten Untersuchungszeitraum dargestellt. Die Zikadendichte verändert sich über den Beprobungszeitraum leicht, auf den unterschiedlichen Probeflächen schwankt sie mehr. Die niedrigsten Abundanzen liegen im Beprobungsmonat Mai. Im Juni können die höchsten Dichten auf den extensiv bewirtschafteten Flächen festgestellt werden, siehe gelb gefärbte Balken in Abb. 62. Ab Juli ist die Streuung auf den Flächen größer. In diesem Monat wurden die höchsten Zikadendichten auf den Flächen SE-F und SE-M festgestellt. Die hohe Dichte auf der Fläche SE-M könnte evtl. mit dem Einwandern von Individuen von der Fläche SE-F zusammenhängen, da diese unmittelbar daneben liegt. Die Flächen OR-H, OR-M, ST-W und TO-F wurden im Juli kurz vor der Probenahme gemäht und liegen, mit Ausnahme der Fläche TO-F, hinsichtlich der Individuenzahl nun etwas niedriger als im Juni. Hierbei spielen evtl. der genaue Mahdzeitpunkt dh. wie viele Tage vor Beprobung der Flächen die Mahd stattgefunden hat und auch die Struktur der Fläche nach der Mahd (Höhe der Vegetation, Versteckmöglichkeiten für die Zikaden) eine Rolle. Auf der Fläche TO-F befindet sich sehr viel Flatterbinse (*Juncus effusus*), welche auch in gemähtem Zustand noch relativ viel Rückzugsraum für die Arten bietet. Weiters wurde auf dieser Fläche zwar der unmittelbar besaagte Bereich gemäht, die umliegenden Wiesenflächen waren aber zum Beprobungszeitpunkt noch nicht alle gemäht und somit erfolgte möglicherweise ein Einwandern von Individuen und Arten aus den angrenzenden Wiesenbereichen. Die Fläche SE-F weist im September eine deutlich niedrigere Zikadendichte auf als in den Monaten zuvor, da sie im September vor dem Begehungstermin gemäht worden war. Die niedrigste Zikadendichte wurde im Juni im Deutschen Haidl mit 4,4 (± 0,9) Individuen/m² und die höchste im Juli in der Semmelau mit 560,9 (± 90,4) Individuen/m² festgestellt.

Probe- flächen	Mai		Juni		Juli		August		September	
	MW	STABW	MW	STABW	MW	STABW	MW	STABW	MW	STABW
BA-M	15,1	7,1	27,9	6,3	183,7	53,8	117,9	16,0	67,0	8,1
DE-M	0,0	0,0	4,4	0,9	125,0	38,8	45,0	14,6	7,1	0,9
IG-F	33,5	17,1	41,2	5,2	79,1	14,7	57,2	21,3	53,0	14,5
IG-M	25,5	7,2	46,8	12,5	154,4	17,8	142,2	40,3	59,5	16,9
MO-M	16,6	4,2	39,1	0,9	174,5	49,3	131,9	27,5	54,2	17,8
OR-H	14,2	4,6	172,7	107,5	70,5	46,5	76,7	39,8	108,4	14,6
OR-M	38,8	4,6	141,6	41,4	103,4	27,7	48,9	5,4	85,0	6,2
SE-F	14,5	6,9	216,9	72,2	560,9	90,4	224,0	4,7	36,7	7,5
SE-M	29,9	7,4	24,0	5,6	353,8	69,5	376,9	57,8	118,2	4,1
ST-M1	37,3	6,7	37,3	2,4	60,1	12,5	51,9	4,4	31,1	7,7
ST-M2	9,2	2,2	16,3	5,1	44,4	8,8	86,8	19,7	40,9	10,8
ST-W	56,3	11,0	164,4	26,3	50,7	2,4	127,4	20,3	112,0	12,4
TO-F	21,6	1,4	183,1	19,7	167,4	29,8	75,3	6,4	131,3	26,4
TO-M	14,2	6,9	44,1	9,8	52,1	21,5	38,5	11,0	62,5	17,0

Tab. 31: Mittelwert und Standardabweichung der Zikadendichte (adulte Zikaden pro m²) der Probeflächen im beprobten Monat (MW = Mittelwert, STABW = Standardabweichung; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

6.3.3 Mittlere Artenzahl

Abb. 63 zeigt die mittlere Artenzahl der Probeflächen im Verlauf des Untersuchungszeitraumes. Gesamtheitlich betrachtet, sind die artenreichsten Flächen jene Standorte, welche ein Mal pro Jahr (im Zeitraum Juli bis September) gemäht werden, siehe die gelb gefärbten Balken in Abb. 64. Dazu zählen v.a. die Flächen SE-F und ST-W. Unbewirtschaftete Flächen wie Hochmoore und Pfeifengraswiesen weisen etwas niedrigere Artenzahlen auf. Die Artenzahl ist jedoch nicht unmittelbar ein Kriterium für die naturschutzfachliche Qualität einer Fläche, da sie u.a. nicht die Wertigkeit der einzelnen Arten berücksichtigt. Auf den unbewirtschafteten Flächen ist die Artenzahl zwar etwas geringer, jedoch können dort sehr hoch spezialisierte Arten auftreten. Ein Beispiel dafür ist das Deutsche Haidl. Hier sind die Individuen- und Artenzahl am niedrigsten. Dennoch ist diese Fläche von großem naturschutzfachlichen Interesse, da zwei tyrphobionte Arten (*Sorhoanus xanthoneurus*, *Cixius similis*) präsent sind und erstere in Österreich vom Aussterben bedroht ist. Dass die Mahd Einfluss auf die Artenzahl hat, zeigen die Flächen OR-H, OR-M, SE-F, ST-W und TO-F. Die Artenzahl der Flächen OR-H, OR-M, ST-W und TO-F war im Juni noch relativ hoch und kurz nach der Mahd im Juli bereits etwas niedriger. Hingegen war die Artenzahl der Fläche SE-F auch im Juli noch sehr hoch, da diese Fläche erst Anfang September gemäht wurde. Die niedrigste mittlere Artenzahl wurde im August im Deutschen Haidl mit 1,3 ($\pm 0,6$) Arten und die höchste im Juli in der Semmelau mit 31 ($\pm 2,6$) Arten dokumentiert.

Probe- flächen	Mai		Juni		Juli		August		September	
	MW	STABW	MW	STABW	MW	MW	STABW	MW	STABW	MW
BA-M	4,00	2,00	10,00	1,73	11,00	1,00	11,00	0,00	9,00	1,00
DE-M	0,00	0,00	3,33	1,15	5,00	3,46	1,33	0,58	3,67	0,58
IG-F	5,67	0,58	11,33	3,21	18,33	3,06	16,00	2,65	12,33	2,08
IG-M	4,33	0,58	10,33	2,08	22,33	2,52	19,33	0,58	12,33	3,06
MO-M	4,67	2,08	13,67	2,08	21,67	3,06	26,33	1,53	14,67	2,08
OR-H	6,67	2,08	21,00	1,73	15,67	3,06	18,33	2,52	14,33	3,51
OR-M	6,00	1,00	20,00	2,65	18,67	4,51	19,00	2,65	13,67	1,15
SE-F	3,67	1,15	16,67	0,58	31,00	2,65	26,33	3,06	12,33	4,16
SE-M	4,67	1,15	11,33	2,52	17,67	2,08	20,33	0,58	15,67	3,51
ST-M1	5,67	1,15	10,33	2,31	11,33	1,53	11,00	0,00	9,33	1,53
ST-M2	3,33	2,31	7,33	1,15	10,00	0,00	10,33	1,15	7,67	0,58
ST-W	12,67	1,53	26,67	2,52	20,00	1,73	17,33	4,93	17,33	1,53
TO-F	7,67	1,15	22,00	2,65	18,67	1,53	23,00	1,00	17,33	3,21
TO-M	5,67	3,79	16,33	2,31	15,67	4,93	13,33	0,58	10,67	1,15

Tab. 32: Mittelwert und Standardabweichung der Artenzahl auf den Probeflächen im beprobten Monat (MW = Mittelwert, STABW = Standardabweichung; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

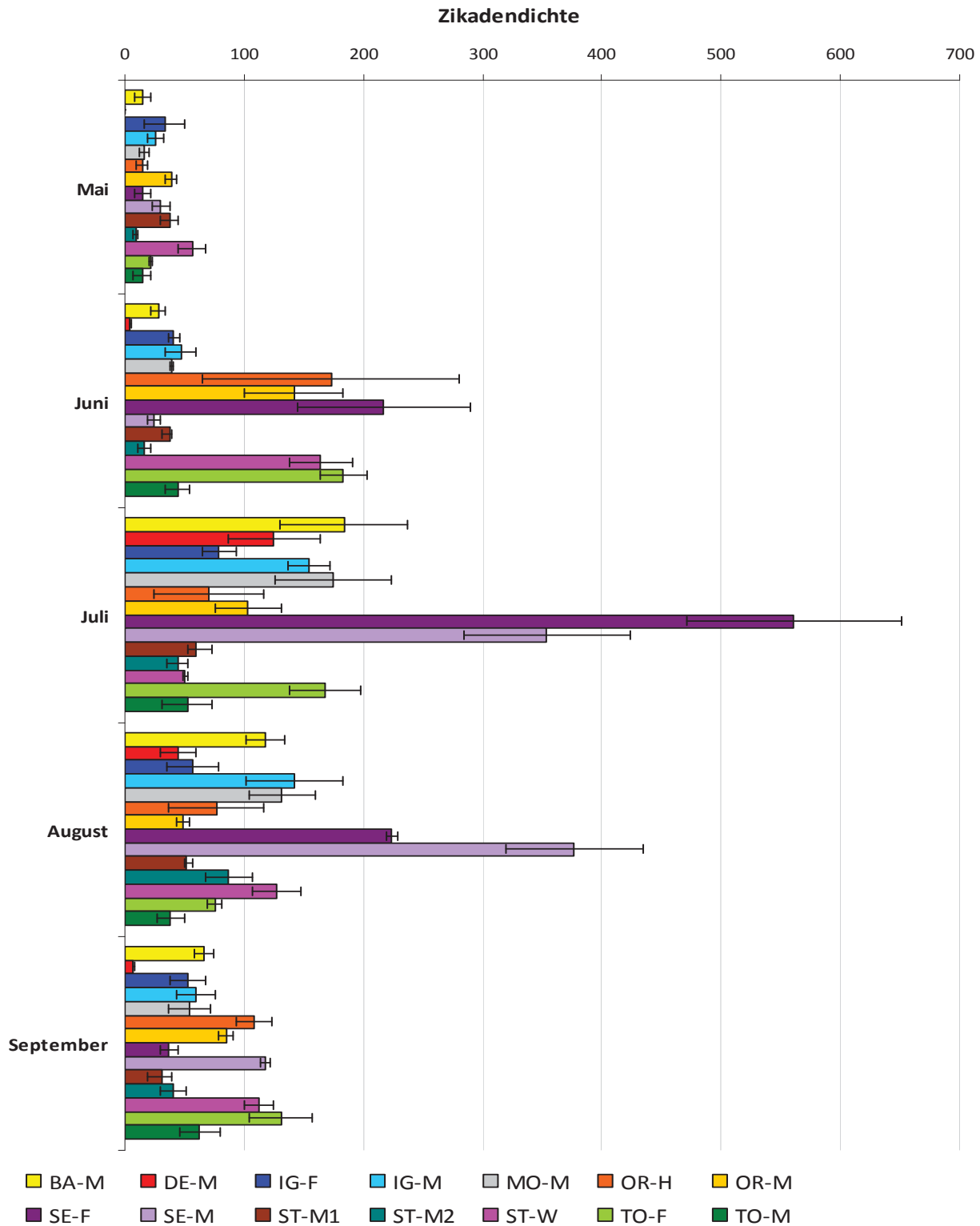


Abb. 61: Mittlere Zikadendichte (adulte Zikaden pro m²) der Probeflächen zum jeweiligen Sammeltermin (BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanswiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

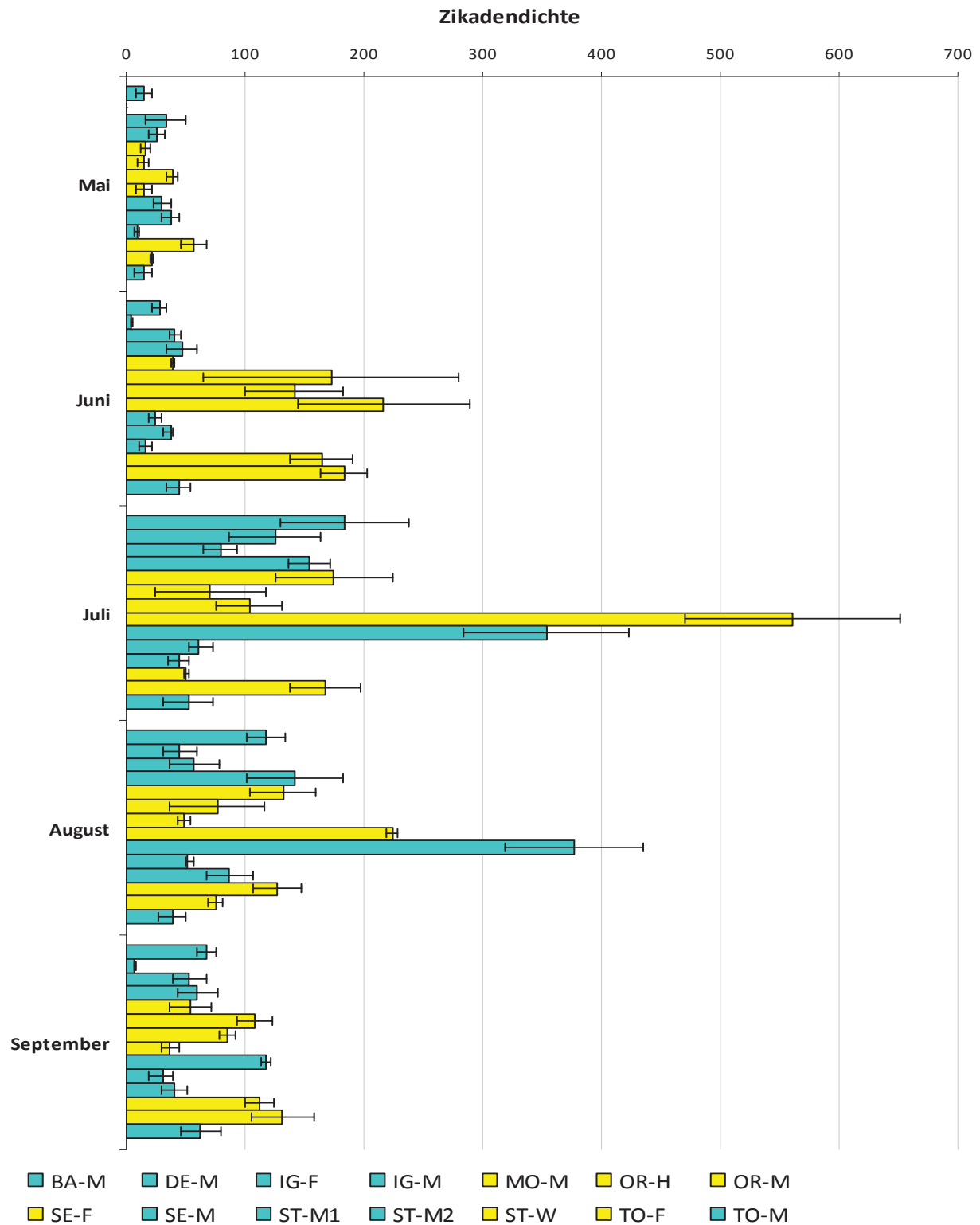


Abb. 62: Mittlere Zikadendichte (adulte Zikaden pro m²) der Probeflächen zum jeweiligen Sammeltermin (Bewirtschaftung: gelb = einmalige Mahd, im Zeitraum Juli bis September, blau = unbewirtschaftete Flächen; Legende zu den Abkürzungen siehe Abb. 61)

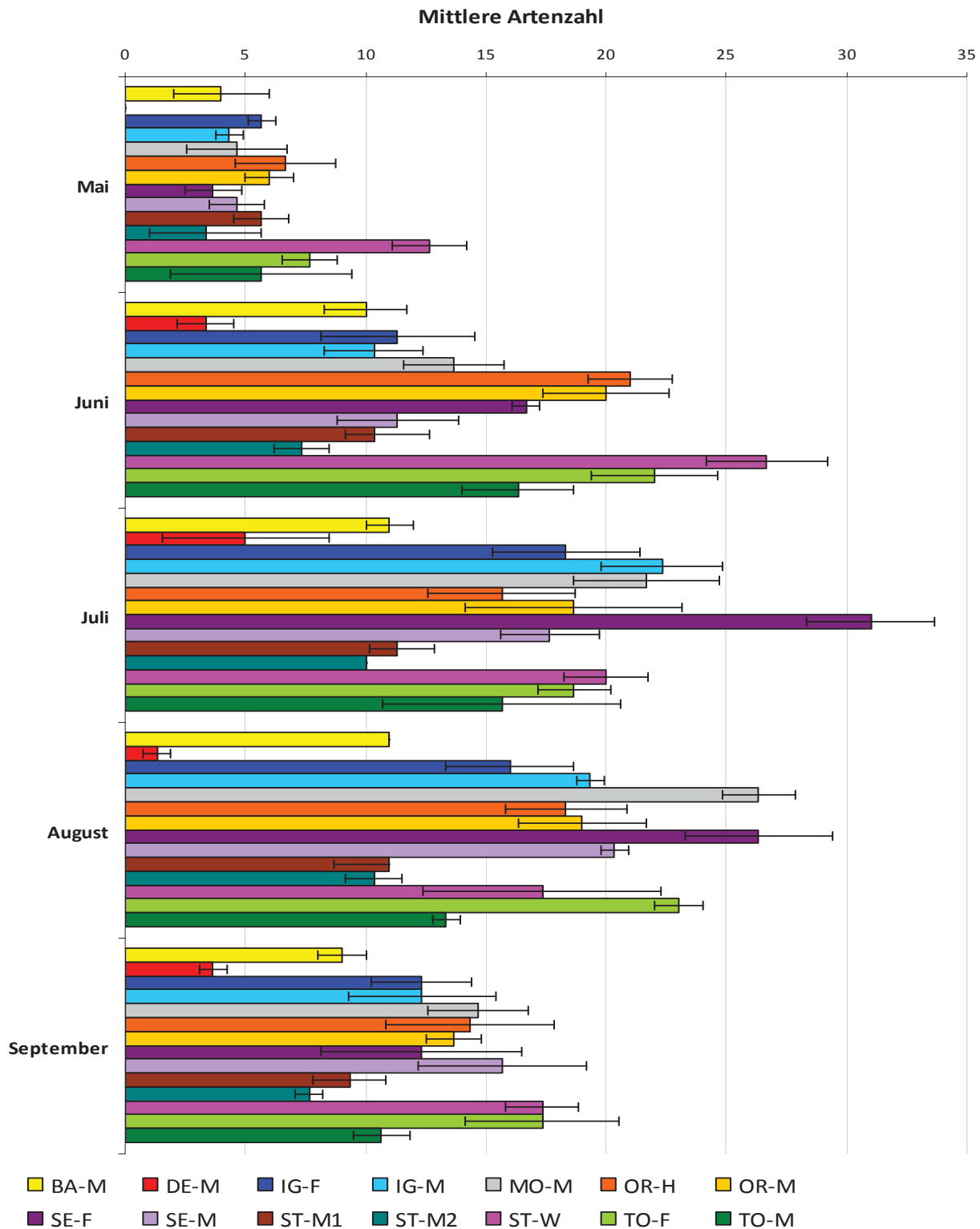


Abb. 63: Mittlere Artenzahl der Probeflächen zum jeweiligen Sammeltermin (Legende zu den Abkürzungen siehe Abb. 61)

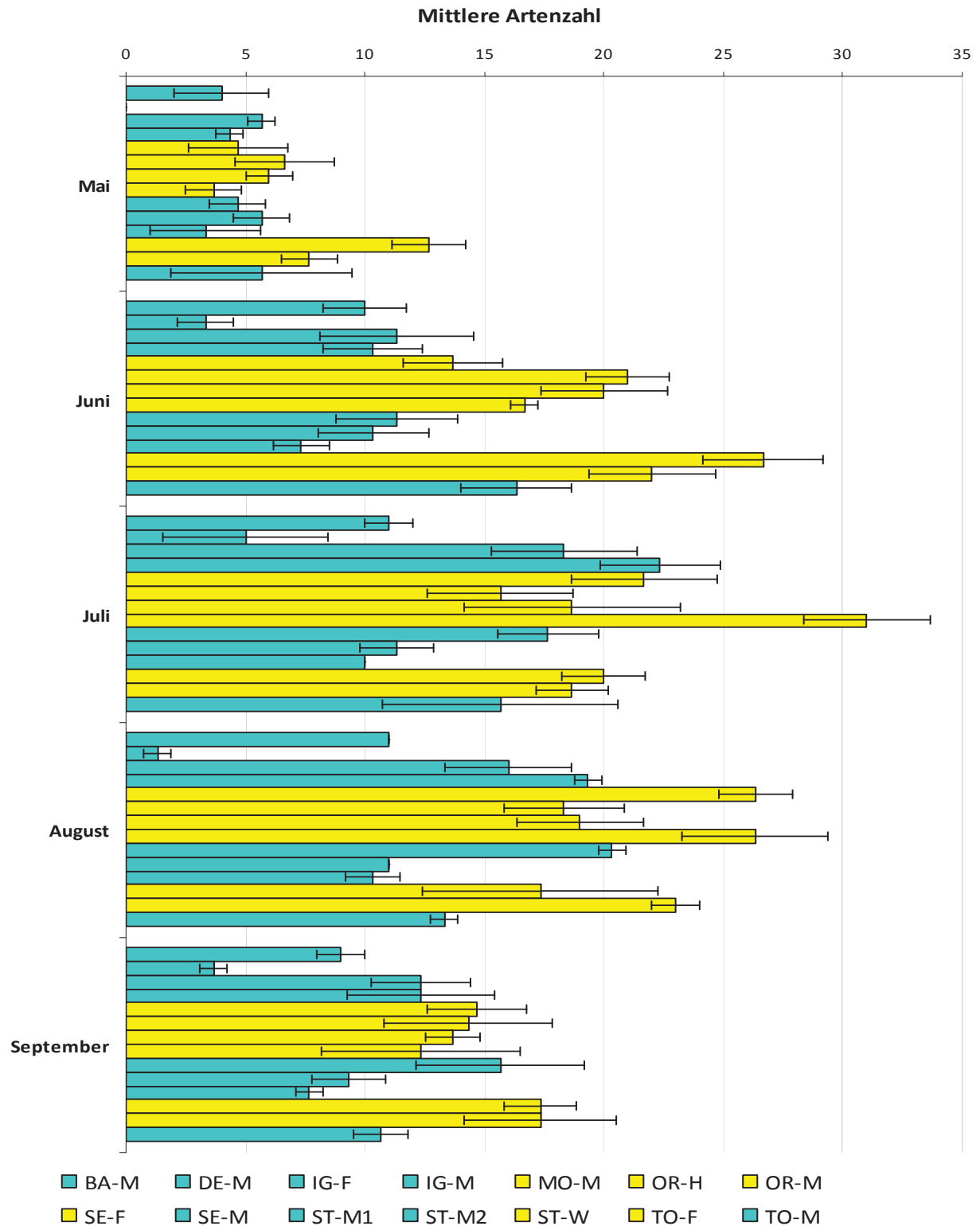


Abb. 64: Mittlere Artenzahl der Probestellen zum jeweiligen Sammeltermin (Bewirtschaftung: gelb = einmalige Mahd, im Zeitraum Juli bis September, blau = unbewirtschaftete Flächen; Legende zu den Abkürzungen siehe Abb. 61)

6.4 VERZEICHNIS DER NACHGEWIESENEN ARTEN

In der nachfolgenden Tabelle werden alle Arten, welche in den Saugproben dieser Arbeit nachgewiesen werden konnten, systematisch aufgelistet. Die Informationen zu den Arten (Ökologischer Typ, Phagiegrad, Voltinismus, Überwinterungsform, Generationszahl, Nährpflanzen, Gefährdungseinstufung in Österreich, Erstnachweis für Oberösterreich) richten sich nach HOLZINGER (2009a). Die Daten zu den Erstnachweisen für Österreich orientieren sich an NICKEL (2003) und NICKEL & REMANE (2002). Eine Einstufung des Ökologischen Typs erfolgt auf Basis der Beschreibungen in HOLZINGER (2009a).

Tab. 33: Verzeichnis nachgewiesener Arten (NW = Anzahl der Probeflächen mit Nachweisen, Üw = Überwinterungsform, Gen.-zahl = Generationszahl, E-ÖÖ = Erstnachweis für Oberösterreich, RL Ö = Rote Liste Österreich, A = Anfang des Monats, M = Mitte des Monats, E = Ende des Monats, 1–12 = Monate, in welchen die adulten Zikaden auftreten, OÖ? = Arten, deren Vorkommen für Oberösterreich bisher unsicher war; m1 = monophag 1. Grades, 1 Pflanzenart, m2 = monophag 2. Grades, 1 Pflanzengattung, o1 = oligophag 1. Grades, 1 Pflanzenfamilie, o2 = oligophag 2. Grades, 2 Pflanzenfamilien oder bis 4 Arten aus maximal 4 Pflanzenfamilien, po = polyphag, CR = vom Aussterben bedroht, EN = stark gefährdet, VU = gefährdet, NT = Vorwarnstufe, LC = ungefährdet, DD = Datenlage ungenügend nach HOLZINGER 2009a; NICKEL 2003; NICKEL & REMANE 2002)

Nr.	Wiss. Name	Deutscher Name	NW	Stetigkeit (%)	Ökologischer Typ
Fam. Cixiidae		Glasflügelzikaden			
Unterfamilie Cixiinae					
1	<i>Cixius similis</i> Kirschbaum, 1868	Torf-Glasflügelzikade	1	7	tyrphobionte Art
Fam. Delphacidae		Spornzikaden			
	Delphacidae Gen. sp. indet.	Spornzikaden	9	64	
Unterfam. Kelisiinae					
2	<i>Anakelisia perspicillata</i> (Boheman, 1845)	Triftenspornzikade	1	7	mesophile Offenlandart
3	<i>Kelisia pallidula</i> (Boheman, 1847)	Weißer Spornzikade	5	36	hygrophile Offenlandart
4	<i>Kelisia praecox</i> Haupt, 1935	Seegras-Spornzikade	6	43	hygrophile Offenlandart
5	<i>Kelisia ribauti</i> Wagner, 1938 "boreomontan"	Schwarzlippen-Spornzikade	5	36	hygrophile Offenlandart
6	<i>Kelisia ribauti</i> Wagner, 1938 "mediterranean"		5	36	hygrophile Offenlandart
7	<i>Kelisia sima</i> Ribaut, 1934	Gelbseggen-Spornzikade	1	7	hygrophile Offenlandart
8	<i>Kelisia vittipennis</i> (J. Sahlberg, 1868)	Wollgras-Spornzikade	10	71	tyrphobionte Art
Unterfam. Stenocraninae					
9	<i>Stenocranus major</i> (Kirschbaum, 1868)	Große Spornzikade	2	14	hygrophile Offenlandart
Unterfam. Delphacinae					
10	<i>Acanthodelphax denticauda</i> (Boheman, 1847)	Zahnsornzikade	1	7	hygrophile Offenlandart
11	<i>Acanthodelphax spinosa</i> (Fieber, 1866)	Stachelsornzikade	13	93	mesophile Offenlandart
12	<i>Conomelus anceps</i> (Germar, 1821)	Gemeine Binsensornzikade	13	93	hygrophile Offenlandart
13	<i>Criomorphus albomarginatus</i> Curtis, 1833	Bindensornzikade	10	71	mesophile Offenlandart
14	<i>Delphacinus mesomelas</i> (Boheman, 1850)	Schwingelsornzikade	1	7	xerothermophile Offenlandart
15	<i>Delphacodes venosus</i> (Germar, 1830)	Plumpspornzikade	11	79	mesophile Offenlandart
16	<i>Dicranotropis divergens</i> Kirschbaum, 1868	Rotschwingel-Spornzikade	5	36	mesophile Offenlandart
17	<i>Dicranotropis hamata</i> (Boheman, 1847)	Queckensornzikade	4	29	mesophile Offenlandart
18	<i>Hyledelphax elegantula</i> (Boheman, 1847)	Scheckensornzikade	3	21	mesophile Saumart
	<i>Javesella</i> sp. indet.		1	7	
19	<i>Javesella discolor</i> (Boheman, 1847)	Flossensornzikade	3	21	mesophile Saumart
20	<i>Javesella dubia</i> (Kirschbaum, 1868)	Säbelsornzikade	5	36	mesophile Offenlandart
21	<i>Javesella forcipata</i> (Boheman, 1847)	Zangensornzikade	6	43	mesophile Offenlandart
22	<i>Javesella pellucida</i> (Fabricius, 1794)	Wiesensornzikade	10	71	Ubiquist/eurytope Pionierart/Kulturfolger
23	<i>Laodelphax striatella</i> (Fallén, 1826)	Wanderspornzikade	4	29	Ubiquist/eurytope Pionierart/Kulturfolger
24	<i>Megamelus notula</i> (Germar, 1830)	Gemeine Seggensornzikade	12	86	hygrophile Offenlandart
25	<i>Muellerianella brevipennis</i> (Boheman, 1847)	Schmielensornzikade	14	100	hygrophile Offenlandart
26	<i>Muellerianella extrusa</i> (Scott, 1871)	Pfeifengras-Spornzikade	14	100	hygrophile Offenlandart
27	<i>Oncodelphax pullula</i> (Boheman, 1852)	Klauensornzikade	5	36	Art der Verlandungszone von Stillgewässern
28	<i>Paradelphacodes paludosa</i> (Flor, 1861)	Sumpfsornzikade	7	50	hygrophile Offenlandart
29	<i>Paraliburnia adela</i> (Flor, 1861)	Glanzgras-Spornzikade	2	14	ripicole Art

Phagiegrad	Voltinismus	Üw	Gen.-zahl	Nährpflanze	RL Ö	E-OÖ
po	M 5 - A 8	Larve	1	Gehölze	VU	x
m2	E 7 - E 10	Ei	1	<i>Carex</i> spp. (v. a. <i>C. flacca</i> , <i>C. pilulifera</i>)	VU	x
m1	M 7 - E 10	Ei	1	<i>Carex panicea</i>	EN	x
m2	M 8 - A 6	Adultus	1	<i>Carex</i> spp.; v. a. <i>C. brizoides</i>	VU	x
vermutlich m	A 7 - E 10	Ei	1	<i>Carex nigra</i> (u. a.?)	EN	-
vermutlich m	A 7 - E 10	Ei	1	<i>Carex nigra</i> (u. a.?)	EN	-
m1	A 7 - A 10	Ei	1	<i>Carex flava</i>	EN	x
m2	M 7 - E 10	Ei	1	<i>Eriophorum</i> , <i>Carex</i> (?)	VU	x
m1	ganzjährig	Adultus	1	<i>Phalaris arundinacea</i>	LC	x
m1	M 6 - A 10	Larve	2	<i>Deschampsia cespitosa</i>	VU	x
m2	M 4 - M 10	Larve	2	<i>Festuca rubra</i> , <i>Festuca ovina</i>	LC	-
m2	E 6 - E 10	Ei	1	<i>Juncus</i> spp.	LC	-
o1	A 5 - E 7	Larve	1	Poaceae.	LC	x
m2	M 5 - M 9	Larve	1-2	<i>Festuca rubra</i> , <i>Festuca ovina</i>	VU	x
o2	ganzjährig	Adultus	1	Poaceae, <i>Carex</i> ?	NT	x
vermutlich m1	M 5 - A 10	Larve	2	<i>Festuca rubra</i> (u. a.?)	LC	OÖ?
o1	M 4 - E 10	Larve	1-2	Poaceae	LC	OÖ?
o1	E 4 - E 9	Larve	2	Poaceae	LC	-
po	A 5 - M 9	Larve	1	Poaceae, Cyperaceae?	LC	x
m2	E 4 - M 10	Larve	2	<i>Agrostis</i> spp.	LC	x
o1	A 5 - A 9	Larve	1	Poaceae	LC	x
po	A 4 - M 10	Larve	2	Poaceae, Cyperaceae?	LC	OÖ?
o1	E 4 - A 10	Larve	2	Poaceae	LC	-
m2	A 6 - E 10	Ei	1-2	<i>Carex</i> spp. (hochwüchsige Arten)	NT	OÖ?
m1	E 6 - E 10	Ei	1 2	<i>Deschampsia cespitosa</i>	LC	x
m1	E 6 - E 10	Ei	1	<i>Molinia caerulea</i>	DD	x
m2	M 5 - M 8	Larve	1	<i>Carex</i> spp. (bultig wachsende Arten)	EN	x
m2	E 5 - A 9	Larve	1-2	<i>Carex</i> spp.	EN	x
m1	M 5 - A 9	Larve	2	<i>Phalaris arundinacea</i>	EN	x

Nr.	Wiss. Name	Deutscher Name	NW	Stetig- keit (%)	Ökologischer Typ
	<i>Stiroma</i> sp. indet.		1	7	
30	<i>Stiroma bicarinata</i> (Herrich-Schäffer, 1835)	Waldspornzikade	5	36	mesophile Saumart
31	<i>Struebingianella lugubrina</i> (Boheman, 1847)	Schwadenspornzikade	1	7	hygrophile Offenlandart
	<i>Xanthodelphax</i> sp. indet.		2	14	
32	<i>Xanthodelphax flaveola</i> (Flor, 1861)	Gelbe Spornzikade	5	36	mesophile Offenlandart
33	<i>Xanthodelphax straminea</i> (Stål, 1858)	Strohsbornzikade	5	36	hygrophile Offenlandart
Fam. Cercopidae					
34	<i>Cercopis vulnerata</i> Rossi, 1807	Gemeine Blutzikade	2	14	mesophile Offenlandart
Fam. Aphrophoridae					
	<i>Aphrophora</i> sp. indet.		1	7	
35	<i>Aphrophora alni</i> (Fallén, 1805)	Erlenschauzikade	4	29	mesophile Saumart
	Aphrophoridae Gen. sp. indet.				
36	<i>Neophilaenus exclamationis</i> (Thunberg, 1784)	Waldschaumzikade	1	7	(montan-)alpine Offenlandart
37	<i>Neophilaenus lineatus</i> (Linnaeus, 1758)	Grasschaumzikade	11	79	mesophile Offenlandart
38	<i>Philaenus spumarius</i> (Linnaeus, 1758)	Wiesenschaumzikade	6	43	mesophile Offenlandart
Fam. Cicadellidae					
	Cicadellidae Gen. sp. indet.		4	29	
	Macropsinae Gen. sp. indet.		1	7	
	Typhlocybinae Gen. sp. indet.		1	7	
Unterfam. Agalliinae					
39	<i>Agallia brachyptera</i> (Boheman, 1847)	Streifen-Dickkopfzikade	9	64	mesophile Offenlandart
	<i>Anaceratagallia</i> sp. indet.		1	7	
40	<i>Anaceratagallia ribauti</i> (Ossiannilsson, 1938)	Wiesen Dickkopfzikade	1	7	mesophile Offenlandart
Unterfam. Aphrodinae					
41	<i>Anoscopus albifrons</i> (Linnaeus, 1758)	Braune Erdzikade	9	64	mesophile Offenlandart
42	<i>Anoscopus flavostriatus</i> (Donovan, 1799)	Streifenerdzikade	9	64	mesophile Offenlandart
43	<i>Anoscopus serratae</i> (Fabricius, 1775)	Rasenerdzikade	2	14	mesophile Offenlandart
44	<i>Aphrodes diminuta</i> Ribaut, 1952	Kleine Erdzikade	11	79	mesophile Offenlandart
45	<i>Aphrodes makarovi</i> Zachvatkin, 1948	Wiesenerdzikade	2	14	mesophile Offenlandart
46	<i>Planaphrodes bifasciata</i> (Linnaeus, 1758)	Bergerdzikade	1	7	(montan-)alpine Offenlandart
47	<i>Planaphrodes nigrita</i> (Kirschbaum, 1868)	Walderdzikade	2	14	hygrophile Waldart
48	<i>Stroggylocephalus agrestis</i> (Fallén, 1806)	Sumpferdzikade	5	36	Art der Verlandungszone von Stillgewässern
49	<i>Stroggylocephalus livens</i> (Zetterstedt, 1840)	Moorerdzikade	1	7	tyrphobionte Art
Unterfam. Cicadellinae					
50	<i>Cicadella viridis</i> (Linnaeus, 1758)	Grüne Schmuckzikade	14	100	mesophile Offenlandart
51	<i>Evacanthus acuminatus</i> (Fabricius, 1794)	Hainschmuckzikade	3	21	mesophile Saumart
52	<i>Evacanthus interruptus</i> (Linnaeus, 1758)	Gelbschwarze Schmuckzikade	5	36	mesophile Saumart
Unterfam. Macropsinae					
53	<i>Macropsis cerea</i> (Germar, 1837)	Gemeine Maskenzikade	1	7	hygrophile Waldart
Unterfam. Megophthalminae					
54	<i>Megophthalmus scanicus</i> (Fallén, 1806)	Gemeine Kappenzikade	3	21	mesophile Offenlandart
Unterfam. Typhlocybinae					
55	<i>Erythria manderstjernii</i> (Kirschbaum, 1868)	Bergblattzikade	2	14	(montan-)alpine Offenlandart
56	<i>Eupteryx cyclops</i> Matsumura, 1906	Bach-Nesselblattzikade	1	7	mesophile Saumart
57	<i>Eupteryx heydenii</i> (Kirschbaum, 1868)	Kälberkopf-Blattzikade	2	14	mesophile Saumart
58	<i>Eupteryx notata</i> Curtis, 1937	Triftenblattzikade	4	29	mesophile Offenlandart
59	<i>Eupteryx signatipennis</i> (Boheman, 1847)	Mädesüß-Blattzikade	1	7	hygrophile Offenlandart
60	<i>Fagocyba cruenta</i> (Herrich-Schäffer, 1838)	Buchenblattzikade	1	7	mesophile Waldart
	<i>Forcipata</i> sp. indet.		1	7	
61	<i>Forcipata citrinella</i> (Zetterstedt, 1828)	Riedblattzikade	7	50	hygrophile Offenlandart
62	<i>Forcipata forcipata</i> (Flor, 1861)	Gemeine Zangenblattzikade	4	29	mesophile Saumart
63	<i>Notus flavipennis</i> (Zetterstedt, 1828)	Gemeine Seggenblattzikade	1	7	Art der Verlandungszone von Stillgewässern
64	<i>Kybos strobli</i> (Wagner, 1949)	Grauerlen-Würfelzikade	1	7	hygrophile Waldart

Phagiegrad	Voltinismus	Üw	Gen.-zahl	Nährpflanze	RL Ö	E-OÖ
o1	M 5 - E 8	Larve	1	Poaceae	LC	x
m2	E 4 - M 9	Larve	2	<i>Glyceria</i> spp.	VU	x
m1	A 6 - A 9	Larve	1	<i>Poa pratensis</i>	EN	x
m2	A 5 - M 9	Larve	1-2	<i>Agrostis</i> spp.	VU	x
po	A 5 - E 8	Larve	1	Kräuter, Gräser, in Slowenien auch verschiedene Laubgehölze	LC	-
po	A 6 - E 10	Ei	1	Gehölze, Hochstauden	LC	-
o1	E 5 - A 10	Ei	1	Poaceae	LC	-
po	M 6 - A 11	Ei	1	Poaceae, Cyperaceae, Juncaceae	LC	-
po	E 5 - A 11	Ei	1	Kräuter, Gräser	LC	-
po	A 7 - E 10	Ei	1	Kräuter (Asteraceae, Fabaceae ...)	LC	x
po	ganzjährig	Adultus	1	Kräuter	LC	x
o1	M 6 - E 10	Ei	1	Poaceae	LC	x
o1	A 7 - A 11	Ei	1	Poaceae	LC	x
o1	A 7 - M 10	Ei	1	Poaceae (<i>Elymus</i> , <i>Dactylis</i> , <i>Holcus</i> ...)	LC	x
o1	E 6 - E 10	Ei	1	Fabaceae?	DD	x
po	E 6 - E 10	Ei	1	Kräuter	DD	x
vermutlich o1	A 5 - E 9	Ei	1	vermutlich Süßgräser (Poaceae)	LC	-
vermutlich o	M 6 - E 10	Ei	1	Poaceae	LC	x
m2	M 7 - E 10	Ei	1	<i>Carex</i> spp. (u. a.?)	EN	x
unbekannt	E 7 - E 6	Adultus	1	<i>Carex</i> , <i>Eriophorum</i> ?	CR	-
po	E 5 - A 11	Ei	1-2	Cyperaceae, Juncaceae, Poaceae	LC	-
po	A 6 - A 9	Ei	1	Kräuter, Stauden	LC	-
po	M 6 - M 10	Ei	1	Kräuter, Stauden	LC	-
m2	A 6 - A 9	Ei	1	<i>Salix</i> spp.	LC	x
o1	E 5 - E 10	Ei	1	Fabaceae	LC	x
po	A 8 - A 6	Adultus	1	Kräuter	LC	-
m1	E 5 - E 10	Ei	2	<i>Urtica dioica</i>	LC	x
m1	E 6 - E 9	Ei	1	<i>Chaerophyllum hirsutum</i> (und <i>Petasites</i> ?)	LC	x
po	M 5 - E 10	Ei	2	<i>Hieracium pilosella</i> , <i>Leontodon</i> , <i>Prunella</i> u. a.	LC	-
m1	E 6 - A 10	Ei	2	<i>Filipendula ulmaria</i>	LC	-
po	M 5 - E 10	Ei	2	verschiedenste Laubgehölze	LC	-
m2	E 5 - E 10	Ei	2	<i>Carex flacca</i> , <i>C. nigra</i> u. a.	NT	-
o2	A 6 - E 10	Ei	2	<i>Carex</i> spp., <i>Luzula</i> spp.	LC	-
m2	M 5 - E 10	Ei	2	Großseggen (<i>Carex</i> spp.)	NT	-
m1	6 - 9	Ei	2	<i>Alnus incana</i>	NT	x

Nr.	Wiss. Name	Deutscher Name	NW	Stetig- keit (%)	Ökologischer Typ
Unterfam. Ulopinae					
65	<i>Ulopa carnea</i> Wagner, 1955	Schneeheidezikade	1	7	mesophile Waldart
Unterfam. Deltocephalinae					
66	<i>Arocephalus longiceps</i> (Kirschbaum, 1868)	Kandelabergraszirpe	2	14	mesophile Offenlandart
67	<i>Arocephalus punctum</i> (Flor, 1861)	Punktierete Graszirpe	2	14	xerothermophile Offenlandart
68	<i>Arthaldeus arenarius</i> Remane, 1960	Landschilfzirpe	1	7	mesophile Saumart
69	<i>Arthaldeus pascuellus</i> (Fallén, 1826)	Hellebardenzirpe	11	79	mesophile Offenlandart
70	<i>Athysanus argentarius</i> Metcalf, 1955	Große Graszirpe	7	50	mesophile Offenlandart
71	<i>Athysanus quadrum</i> Boheman, 1845	Sumpfzirpe	1	7	hygrophile Offenlandart
	<i>Balclutha</i> sp. indet.		1	7	
72	<i>Balclutha calamagrostis</i> Ossiannilsson, 1961	Reitgras-Winterzirpe	2	14	mesophile Saumart
73	<i>Balclutha punctata</i> (Fabricius, 1775) sensu Wagner, 1939	Gemeine Winterzirpe	3	21	mesophile Saumart
74	<i>Cicadula albingensis</i> Wagner, 1940	Waldsimsenzirpe	5	36	hygrophile Offenlandart
75	<i>Cicadula persimilis</i> (Edwards, 1920)	Knaulgraszirpe	5	36	mesophile Offenlandart
76	<i>Cicadula quadrinotata</i> (Fabricius, 1794)	Gemeine Seggenzirpe	10	71	hygrophile Offenlandart
77	<i>Cicadula quinquenotata</i> (Boheman, 1845)	Moorseggenzirpe	2	14	hygrophile Offenlandart
78	<i>Cicadula rubroflava</i> Linnavuori, 1952	Seegraszirpe	3	21	hygrophile Waldart
79	<i>Cicadula saturata</i> (Edwards, 1915)	Braunseggenzirpe	4	29	hygrophile Offenlandart
80	<i>Cosmotettix costalis</i> (Fallén, 1826)	Graue Seggenzirpe	2	14	Art der Verlandungszone von Stillgewässern
81	<i>Deltocephalus pulicaris</i> (Fallén, 1806)	Wiesenflohzirpe	9	64	Ubiquist/eurytope Pionierart/Kulturfolger
82	<i>Diplocolenus bohemani</i> (Zetterstedt, 1840)	Blasse Graszirpe	1	7	mesophile Offenlandart
83	<i>Doliotettix lunulatus</i> (Zetterstedt, 1840)	Frühlingsgraszirpe	2	14	hygrophile Waldart
84	<i>Doratura stylata</i> (Boheman, 1847)	Wiesendolchzirpe	2	14	xerothermophile Offenlandart
	<i>Elymana</i> sp. indet.		2	14	
85	<i>Elymana kozhevnikovi</i> (Zachvatkin, 1938)	Tatarengraszirpe	1	7	mesophile Waldart
86	<i>Elymana sulphurella</i> (Zetterstedt, 1828)	Schwefelgraszirpe	5	36	mesophile Offenlandart
87	<i>Endria nebulosa</i> (Ball, 1900)	Amerikanische Graszirpe	4	29	mesophile Saumart
88	<i>Errastunus ocellaris</i> (Fallén, 1806)	Bunte Graszirpe	6	43	mesophile Offenlandart
89	<i>Erzaleus metrius</i> (Flor, 1861)	Glanzgraszirpe	2	14	hygrophile Offenlandart
90	<i>Eupelix cuspidata</i> (Fabricius, 1775)	Löffelzikade	5	36	xerothermophile Offenlandart
	<i>Euscelis</i> sp. indet.		1	7	
91	<i>Euscelis distinguendus</i> (Kirschbaum, 1858)	Löwenzahnzirpe	1	7	mesophile Offenlandart
92	<i>Euscelis incisus</i> (Kirschbaum, 1858)	Wiesenkleezirpe	1	7	mesophile Offenlandart
93	<i>Graphocraerus ventralis</i> (Fallén, 1806)	Gefleckte Graszirpe	2	14	mesophile Offenlandart
94	<i>Hardya tenuis</i> (Germar, 1821)	Dornschlängelzirpe	5	36	mesophile Saumart
95	<i>Hesium domino</i> (Reuter, 1880)	Karminzirpe	2	14	mesophile Waldart
96	<i>Jassargus alpinus</i> (Then, 1896)	Berg-Spitzkopfzirpe	5	36	(montan-)alpine Offenlandart
97	<i>Jassargus pseudocellaris</i> (Flor, 1861)	Wiesen-Spitzkopfzirpe	7	50	mesophile Offenlandart
98	<i>Jassargus sursumflexus</i> (Then, 1902)	Ried-Spitzkopfzirpe	9	64	hygrophile Offenlandart
99	<i>Limotettix striola</i> (Fallén, 1806)	Sumpfriedzirpe	1	7	Art der Verlandungszone von Stillgewässern
	<i>Macrosteles</i> sp. indet.		3	21	
100	<i>Macrosteles cristatus</i> (Ribaut, 1927)	Kammwanderzirpe	1	7	Ubiquist/eurytope Pionierart/Kulturfolger
101	<i>Macrosteles laevis</i> (Ribaut, 1927)	Ackerwanderzirpe	5	36	Ubiquist/eurytope Pionierart/Kulturfolger
102	<i>Macrosteles ossiannilssoni</i> Lindberg, 1954	Moorwanderzirpe	2	14	hygrophile Offenlandart
103	<i>Macrosteles septemnotatus</i> (Fallén, 1806)	Mädesüß-Wanderzirpe	5	36	mesophile Saumart
104	<i>Macrosteles viridigriseus</i> (Edwards, 1922)	Gabelwanderzirpe	1	7	hygrophile Offenlandart
105	<i>Macustus griseus</i> (Zetterstedt, 1828)	Maskengraszirpe	13	93	hygrophile Offenlandart
106	<i>Psammotettix cephalotes</i> (Herrich-Schäffer, 1834)	Zittergras-Sandzirpe	7	50	mesophile Offenlandart

Phagiegrad	Voltinismus	Üw	Gen.-zahl	Nährpflanze	RL Ö	E-OÖ
m1	4 - 8	Larve + Adultus	1/2	<i>Erica carnea</i>	EN	-
o1	M 5 - M 10	Ei	1-2	Poaceae	LC	-
vermutlich m1	A 6 - E 10	Ei	2	<i>Festuca ovina</i> (u. a.?)	VU	x
m1	E 6 - A 9	Ei	1	<i>Calamagrostis epigejos</i>	LC	x
o1	M 5 - E 10	Ei	2	Poaceae	LC	-
o1	A 6 - E 9	Ei	1	hochwüchsige Poaceae	LC	x
vermutlich m	A 7 - M 10	Ei	1	<i>Lathyrus?</i> , <i>Inula?</i> , <i>Filipendula?</i>	EN	x
m2	M 8 - E 5	Adultus	1	<i>Calamagrostis epigejos</i> , <i>C. pseudophragmites</i>	LC	x
o1	E 7 - E 6	Adultus	1	Poaceae	LC	OÖ?
o1	A 6 - E 10	Ei	1	<i>Scirpus</i> , <i>Carex</i>	LC	-
m1	A 6 - M 10	Ei	1-2	<i>Dactylis glomerata</i>	LC	-
m2	A 6 - E 10	Ei	2	<i>Carex</i> spp.	LC	-
m2	E 7 - E 10	Ei	1	<i>Carex</i> spp., <i>Eriophorum?</i>	VU	x
m1	A 8 - M 10	Ei	1	<i>Carex brizoides</i>		
m2?	A 7 - M 10	Ei	1	<i>Carex nigra</i> , <i>C. rostrata?</i>		
m2	A 6 - E 10	Ei	1	<i>Carex</i> spp.	EN	x
o1	M 5 - E 10	Ei	1-2	Poaceae	LC	-
o1	A 5 - E 10	Ei	1	Poaceae	LC	-
m1?	A 5 - A 8	Larve	1	<i>Agrostis stolonifera?</i>		
o1	M 5 - E 10	Ei	1-2	Poaceae	LC	OÖ?
m2	M 7 - E 9	Ei	1	<i>Calamagrostis</i> spp. (nicht <i>C. epigejos</i>).	DD	x
o1	E 6 - M 10	Ei	1	Poaceae	LC	x
m1?	A 7 - M 9	Ei	1	<i>Calamagrostis epigejos</i> , <i>C. canescens?</i>		
o1	M 5 - E 10	Ei	2	Poaceae	LC	-
m1	A 6 - E 10	Ei	2	<i>Phalaris arundinaceae</i>	LC	x
m1	ganzjährig	Larve / Adultus	1 / 2	<i>Festuca ovina</i> (u. a.?)	NT	-
vermutlich o1	E 6 - A 10	Ei	1	Asteraceae (<i>Taraxacum</i> , <i>Picris</i> , <i>Hieracium</i>).	LC	-
po	E 3 - 11	Ei und Larve	1-2	Poaceae, Fabaceae	LC	x
o1	M 5 - A 9	Ei	1	Poaceae	LC	x
o1	M 7 - 6	Adultus (nur ♂)	1	Poaceae	LC	x
po	E 6 - A 10	Ei	1	Laubgehölze (<i>Betula</i> , <i>Alnus</i> u. a.), Larven an Poaceae	LC	x
o1	M 7 - E 9	Ei	1	Poaceae	LC	x
o1	E 5 - E 10	Ei	2	Poaceae (<i>Agrostis capillaris</i> , <i>Festuca rubra</i> ...).	LC	-
m1	M 6 - E 10	Ei	1-2	<i>Molinia caerulea</i> .	LC	-
o1	A 6 - E 10	Ei	2	<i>Eleocharis</i> , <i>Trichophorum?</i> , <i>Schoenoplectus?</i>	VU	x
vermutlich o	E 5 - M 10	Ei	2	Poaceae	LC	-
po	M 5 - M 10	Ei	2	Poaceae u. a.	LC	-
po	A 6 - A 10	Ei	1-2	Poaceae, Cyperaceae, Juncaceae.	NT	x
m1	M 6 - E 10	Ei	2	<i>Filipendula ulmaria</i>	LC	-
o2	E 5 - M 10	Ei	2	Poaceae, Cyperaceae?	LC	x
po	E 6 - M 8	Larve	1	Poaceae, <i>Carex</i> u. a.	LC	-
m1	E 5 - M 10	Ei	1-2	<i>Briza media</i>	NT	-

Nr.	Wiss. Name	Deutscher Name	NW	Stetig- keit (%)	Ökologischer Typ
107	<i>Psammotettix confinis</i> (Dahlbom, 1850)	Wiesensandzirpe	10	71	mesophile Offenlandart
108	<i>Rhopalopyx adumbrata</i> (C.Sahlberg, 1842)	Bergschwingelzirpe	7	50	mesophile Offenlandart
109	<i>Sorhoanus assimilis</i> (Fallén, 1806)	Echte Riedzirpe	14	100	hygrophile Offenlandart
110	<i>Sorhoanus xanthoneurus</i> (Fieber, 1869)	Hochmoor-Riedzirpe	2	14	tyrphobionte Art
	<i>Streptanus</i> sp. indet.		1	7	
111	<i>Streptanus aemulans</i> (Kirschbaum, 1868)	Wiesengraszirpe	2	14	mesophile Offenlandart
112	<i>Streptanus marginatus</i> (Kirschbaum, 1858)	Schlängelschmielenzirpe	2	14	xerothermophile Offenlandart
113	<i>Streptanus sordidus</i> (Zetterstedt, 1828)	Straußgraszirpe	6	43	hygrophile Offenlandart
114	<i>Verdanus abdominalis</i> (Fabricius, 1803)	Schwarzgrüne Graszirpe	10	71	(montan-)alpine Offenlandart

Phagiegrad	Voltinismus	Üw	Gen.-zahl	Nährpflanze	RL Ö	E-OÖ
o1	M 5 - M 10		2	Poaceae	LC	OÖ?
m2	A 7 - A 10	Ei	1	<i>Festuca rubra</i> , seltener <i>F. ovina</i> .	LC	x
m2	E 6 - M 10	Ei	1	<i>Carex</i> spp.	VU	x
m1	E 7 - M 10	Ei	1	<i>Eriophorum vaginatum</i>	CR	x
o1	M 6 - E 10	Ei	2	Poaceae	LC	x
o1	M 4 - E 8	Larve	1	feinblättrige Poaceae, insbesondere <i>Deschampsia flexuosa</i> und <i>Festuca ovina</i>	DD	x
m2	M 6 - M 10	Ei	2	<i>Agrostis</i> spp.	LC	x
o1	M 5 - A 10	Ei	1	Poaceae	LC	-

6.5 ARTENGEMEINSCHAFTEN DER MOORE

In den Tabellen auf den folgenden Seiten sind die Zikadenzönosen der Saugfänge jeder Probefläche dargestellt.

Sie beinhalten die Arten der Probeflächen zu den Saugterminen und ihre Individuensummen bzw. die Dominanz der jeweiligen Art. Die Dominanz ist so gekennzeichnet, wie im Abschnitt 6.2 Datenübersicht erklärt.

Tab. 34: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche BA-M (Taxa.zl. = Zahl differenzierter Taxa, Ind.zl. = Individuenzahl, BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haid, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarthanswiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

[illegible]

Tab. 35: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche DE-M (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Deutsches Haid-M		Probe	DE-M-S3	DE-M-S2	DE-M-S1	DE-M-S3	DE-M-S2	DE-M-S1	DE-M-S3	DE-M-S2	DE-M-S1	DE-M-S3	DE-M-S2	DE-M-S1	DE-M-S3	DE-M-S2	DE-M-S1
		Termin	18.05.	18.05.	18.05.	25.06.	25.06.	25.06.	27.07.	27.07.	27.07.	22.08.	22.08.	22.08.	25.09.	25.09.	25.09.
		Taxa.zl.	0	0	0	4	4	4	3	3	3	1	1	1	2	4	4
Nr.	Wiss. Name	%-Anteil	Ind.zl.	0	0	0	6	6	6	182	115	104	63	63	55	5	6
1	<i>Sorhoanus xanthoneurus</i>	92,5	567														
2	<i>Sorhoanus assimilis</i>	2,0	12						8	2	2						
3	<i>Macustus griseus</i>	1,3	8				1	3	2		1					1	
4	<i>Fagocyba cruenta</i>	0,7	4				2	1				1					
6	<i>Jasargus alpinus</i>	0,7	4				2		1			1					
5	<i>Erythria manderstjernii</i>	0,5	3						1						1	1	
7	<i>Conomelus anceps</i>	0,3	2											2			
8	<i>Cicadella viridis</i>	0,2	1									1					
9	<i>Laodelphax striatella</i>	0,2	1									1					
10	<i>Psammotettix cephalotes</i>	0,2	1									1					
11	<i>Acanthodelphax spinosa</i>	0,2	1						1			1					
12	<i>Cixius similis</i>	0,2	1														
13	<i>Muellerianella extrusa</i>	0,2	1												1		
14	<i>Ulopa carnea</i>	0,2	1													1	
15	<i>Muellerianella brevipennis</i>	0,2	1														1
16	<i>Psammotettix confinis</i>	0,2	1														1
17	<i>Delphacodes venosus</i>	0,2	1														1
	<i>Javesella</i> sp. indet.	0,3	2				1		1								
	Typhlocybinae Gen. sp. indet.	0,2	1									1					
SUMME			613														

Tab. 36: Artgemeinschaftstabelle der Probfäche IG-F (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Moor am Iglbach-F				Probe	IG-F-S1 IG-F-S2 IG-F-S3 IG-F-S1 IG-F-S2 IG-F-S3 IG-F-S1 IG-F-S2 IG-F-S3 IG-F-S1 IG-F-S2 IG-F-S3 IG-F-S1																
Termin				Taxa.zl.																	
Ind.zl.																					
Nr.	Wiss. Name	%-Anteil																			
1	<i>Kelisia praecox</i>	15,0	134	5	6	15	42	53	9	10	21	105	72	89,96	19	15	14	14	10	13	
2	<i>Cicadella viridis</i>	10,4	93	17	41	8															
3	<i>Neophilaenus lineatus</i>	10,2	91			5	5	5	28	17	22	9	2	8	1	37	46	13	2	4	
4	<i>Macrostus griseus</i>	10,0	89	12	22	30	8	11	11	7	16	6	13	14	5	1	2				
5	<i>Paradelphacodes paludosa</i>	6,8	61			1	12	23	25												
6	<i>Arthaleus pascuensis</i>	5,9	53			2	3	3	1	12	6	9	9	1	5	3	2				
7	<i>Delphacodes venosus</i>	4,5	40		2																
8	<i>Muellerianella extrusa</i>	3,9	35																		
9	<i>Sorhoanus assimilis</i>	3,6	32,5																		
10	<i>Megamelus notula</i>	3,5	31																		
11	<i>Kelisia vittipennis</i>	2,7	24																		
12	<i>Cicadula quadrimaculata</i>	2,2	19,3			1															
13	<i>Crionomorphus albomarginatus</i>	2,0	18	2	7	8	1														
14	<i>Conomelus anceps</i>	1,9	17																		
15	<i>Oncodelphax pullula</i>	1,9	17		4	4	1	4	4												
16	<i>Anoscopus flavostriatus</i>	1,4	12,81																		
17	<i>Acanthodelphax spinosa</i>	1,3	12	1		4															
18	<i>Muellerianella brevipennis</i>	1,3	12																		
19	<i>Cicadula saturata</i>	1,2	10,71																		
20	<i>Xanthodelphax straminea</i>	1,2	10,5			3,5	4,75	1,5	0,36												
21	<i>Rhopalopyx adumbrata</i>	1,1	10																		
22	<i>Kelisia ribauti</i> "boreomontan"	0,8	7		4	1	1	1													
23	<i>Straggylocephalus agrestis</i>	0,7	6																		
24	<i>Planaphrodes nigrita</i>	0,6	5			1			1	3											
25	<i>Aphrodes diminuta</i>	0,6	5																		
26	<i>Anoscopus albifrons</i>	0,5	4,2																		
27	<i>Eupelix cuspidata</i>	0,4	4																		
28	<i>Deltacephalus pulicaris</i>	0,4	4			2				1	1										
29	<i>Hardya tenuis</i>	0,4	4																		
30	<i>Xanthodelphax flaveola</i>	0,4	3,5			1,5	0,25	0,5													
31	<i>Megophthalmus scanicus</i>	0,3	3																		
32	<i>Endria nebulosa</i>	0,3	3																		
33	<i>Psammotettix confinis</i>	0,3	3	1																	
34	<i>Verdanus abdominalis</i>	0,2	2			1			1												
35	<i>Streptanus sordidus</i>	0,2	2																		
36	<i>Sorhoanus xanthoneurus</i>	0,2	1,46																		
37	<i>Cercopis vulnerata</i>	0,1	1					1													
38	<i>Doliatettix lunularus</i>	0,1	1	1																	
39	<i>Athyasius argenteus</i>	0,1	1																		
40	<i>Javesella pellucida</i>	0,1	1																		
41	<i>Stiroma bicarinata</i>	0,1	1																		
42	<i>Jassargus pseudocellaris</i>	0,1	1																		
	<i>Macrostes</i> sp. indet.	0,2	2																		
	<i>Delphacidae</i> Gen. sp. indet.	0,3	3		2																
SUMME				890,94																	

Tab. 37: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche IG-M (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Moor am Iglbach-M		Probe	IG-M-S3	IG-M-S2	IG-M-S1	IG-M-S3	IG-M-S2	IG-M-S1	IG-M-S3	IG-M-S2	IG-M-S1	IG-M-S3	IG-M-S2	IG-M-S1	IG-M-S3	IG-M-S2	IG-M-S1
Nr.	Wiss. Name	%-Anteil	Termin	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.	19.05.
			Taxa.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.	Ind.zl.
1	Muellerianella extrusa	16,1	233														
2	Conomelus anceps	10,8	156														
3	Cicadella viridis	10,7	155														
4	Kelisia vittipennis	10,4	150														
5	Delphacodes venosus	7,6	110														
6	Megamelus notula	6,8	98														
7	Macustus griseus	6,1	88														
8	Paradelphacodes paludosa	5,1	74														
9	Kelisia pallidula	4,0	58														
10	Arthaleus pascuillus	2,8	41														
11	Neophilaenus lineatus	1,8	26														
12	Cicadula saturata	1,8	25,5														
13	Sorboanus assimilis	1,7	25														
14	Aphrodes diminuta	1,6	23														
15	Cicadula quadrimaculata	1,5	22,31														
16	Muellerianella brevipennis	1,5	21														
17	Stirama bicarinata	1,3	19														
18	Oncodelphax pulchra	1,0	15														
19	Anoscopus flavostriatus	1,0	15														
20	Strogglocephalus agrestis	0,8	12														
21	Xanthodelphax straminea	0,8	12														
22	Criomorphus albomarginatus	0,8	11														
23	Acanthodelphax spinosa	0,4	6														
24	Veranus abdominalis	0,4	6														
25	Endria nebulosa	0,3	5														
26	Deltocephalus pulicaris	0,3	5														
27	Anoscopus albifrons	0,3	5														
28	Kelisia praecox	0,3	4														
29	Cicadula persimilis	0,2	3,2														
30	Diplocolenus botemani	0,1	2														
31	Javesella pellucida	0,1	2														
32	Athysanus quadrum	0,1	2														
33	Macropsis cerea	0,1	2														
34	Hyledephax elegantula	0,1	1														
35	Neophilaenus exclamationis	0,1	1														
36	Athysanus argentarius	0,1	1														
37	Streptanus marginatus	0,1	1														
38	Laodelphax striatella	0,1	1														
39	Rhopalopyx adumbrata	0,1	1														
40	Dicranotropis hamata	0,1	1														
41	Jassargus sursumflexus	0,1	1														
42	Evacanthus interruptus	0,1	1														
43	Javesella discolor	0,1	1														
44	Psanmotettix confinis	0,1	1														
45	Philaenus spumarius	0,1	1														
46	Hardya tenuis	0,1	1														
	Elytrana sp. Indet.	0,1	1														
Summe		1446,01															

Tab. 38: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche MO-M (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Moorhanswiese-M										Probe											
		Termin	MO-M-S3	MO-M-S2	MO-M-S1	MO-M-S3	MO-M-S2	MO-M-S1	MO-M-S3	MO-M-S2	MO-M-S1	MO-M-S3	MO-M-S2	MO-M-S1	MO-M-S3	MO-M-S2	MO-M-S1	MO-M-S3	MO-M-S2	MO-M-S1	
Taxa.zl.			4	3	7	16	13	12	25	19	21	25	28	26	13	14	17				
Nr.	Wiss. Name	%-Anteil	17	15	24	44	43	45	245	136	208	182	142	121	70	75	38				
1	<i>Artholideus pascuellus</i>	18,4	258			2	7		56	36	43	44	28	24	9	5	4				
2	<i>Conomelus anceps</i>	15,0	211						49	11	14	48	37	16	6	26	4				
3	<i>Delphacodes venosus</i>	7,0	99	1	2							6			41	35	13				
4	<i>Muellierianella brevipennis</i>	6,6	93			1			25	18	24	14	7	3	1		1				
5	<i>Cicadella viridis</i>	5,0	70						20	12	16	6	6	5	3	1	1				
6	<i>Sorhoanus assimilis</i>	4,3	61						14	6	21	4	4	9	4	1	2				
7	<i>Muellierianella extrusa</i>	4,3	61						7	10	15	5	11	10		2	1				
8	<i>Evacanthus interruptus</i>	3,6	50			1	1	3	11	14	17		1	1							
9	<i>Cicadula rubroflava</i>	3,5	48,55									17,59	6,79	12,79	4,55	1,52	5,31				
10	<i>Jassargus alpinus</i>	3,3	46			4	4	2	8	5	13	5	2	3							
11	<i>Deltoccephalus pulicaris</i>	3,2	45			1	3	1	14		14	2	4	4	1	1	1				
12	<i>Macustus griseus</i>	2,8	39	2	8	2	2	1	1												
13	<i>Agallia brachyptera</i>	2,8	39						7	8	7	3	5	7	1	1					
14	<i>Javesella forcipata</i>	2,3	32,53	1	5	10,53	13	3													
15	<i>Javesella discolor</i>	2,0	27,44	7	3	0,44															
16	<i>Megamelus notula</i>	1,8	25						2	1		14	3	3	2						
17	<i>Anoscopus flavostriatus</i>	1,8	25						7	1	2	1	5	8	1						
18	<i>Stiroma bicarinata</i>	1,4	19			11	4	4													
19	<i>Streptanus sordidus</i>	1,1	15						2	2	5	2	1	2			1				
20	<i>Eupteryx heydenii</i>	0,9	13			1	4	3	1	3											
21	<i>Acanthodelphax spinosa</i>	0,9	13		1				5		3	3	1								
22	<i>Verdanus abdominalis</i>	0,9	12			2	5	2	1		2										
23	<i>Forcipata citrinella</i>	0,8	11							2	4		2	2	1						
24	<i>Planophodes nigrita</i>	0,7	10			3		1		1	1		5								
25	<i>Philaenus spumarius</i>	0,6	9				1	5		2				1							
26	<i>Endria nebulosa</i>	0,6	8						1	2	2	1	1	1							
27	<i>Xanthodelphax flaveola</i>	0,6	8			4	1		2		1										
28	<i>Cicadula quinquenotata</i>	0,5	6,62									1,03	2,52	1,52	0,62	0,21	0,72				
29	<i>Elymana kozhevnikovi</i>	0,4	5,5						1,5	1		1,5		0,5		1					
30	<i>Elymana sulphurella</i>	0,4	5,5						2,5	1		0,5		0,5		1					
31	<i>Cicadula saturata</i>	0,3	4,41				4,41					0,69	2,34	0,34	0,41	0,14	0,48				
32	<i>Aphrodes makarovi</i>	0,2	3,33									0,67	0,67	2							
33	<i>Javesella pellucida</i>	0,2	3,03				0,03				2										
34	<i>Aphrophora alni</i>	0,2	3			1		1	1												
35	<i>Erythria manderstjernii</i>	0,2	3											1	2						
36	<i>Kelisia vittipennis</i>	0,2	3											3							
37	<i>Cicadula persimilis</i>	0,2	2,21						1			0,34	0,17	0,17	0,21	0,07	0,24				
38	<i>Cicadula albigenensis</i>	0,2	2,21									0,34	0,17	1,17	0,21	0,07	0,24				
39	<i>Rhopalophyx adumbrata</i>	0,1	2						2												
40	<i>Criomorphus albomarginatus</i>	0,1	2	2																	
41	<i>Aphrodes diminuta</i>	0,1	1,67								1		0,33	0,33	1						
42	<i>Psammotettix confinis</i>	0,1	1																		
43	<i>Kelisia pallidula</i>	0,1	1										1								
44	<i>Balclutha punctata</i>	0,1	1			1															
45	<i>Hardya tenuis</i>	0,1	1														1				
46	<i>Eupteryx cyclops</i>	0,1	1																		
	Delphacidae Gen. sp. indet.	0,2	3			1		2													
	Cicadellidae Gen. sp. indet.	0,1	1			1															
SUMME																				1405	

Tab. 39: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche OR-H (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Orchideenwiese-H										Probe	
Termin		18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.
Taxa.zl.		6	5	22	13	111	139	333	333	333	333
Ind.zl.		13	22	20	20	27,89	23,90	32,69	32,69	32,69	32,69
Nr.	Wiss. Name	%-Anteil	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.	18.05.
1	Muellerianella extrusa	14,4	215	2	111	139	333	333	333	333	333
2	Forcipata citrinella	12,4	184,54	20	20	20	57	16	22	4	3
3	Muellerianella brevipennis	9,8	146	5	5	16	63	7	2	2	1
4	Conomelus anceps	9,0	135	3	33	3	33	10	36	1	6
5	Forcipata forcipata	8,3	124,46	25,11	16,10	15,31	8,44	2,61	0,40	7,22	9,03
6	Artholdeus pascuellus	6,9	103	15	15	2	46	5	5	1	6
7	Sorhoanus assimilis	6,4	95	5	5	5	19	1	27	2	34
8	Jassargus pseudocellaris	5,9	88	8	8	4	8	3	18	2	11
9	Psanmomettix cephalotes	4,4	66	2	2	6,67	13,67	1,33	1,67	0,67	2
10	Cicadella viridis	2,7	41	3	3	2,67	2,67	6	2	2	10
11	Cicadula quadrimaculata	2,3	34	6	6	2	6	1	3	2	7
12	Aphrodes diminuta	2,0	30	1	1	1	2	6	1	4	2
13	Acanthodelphax spinosa	1,3	19	3	3	1	1	6	1	4	1
14	Elymana sulphurella	1,2	18	1	1	6	2	1	5	3	1
15	Neophilaenus lineatus	1,1	16	1	1	6	2	5	2	2	2
16	Kelisia ribauti "mediterranean"	0,9	14	3	3	1,75	4	0,5	0,25	1	1
17	Cicadula persimilis	0,9	12,75	4	4	4	4	0,5	0,25	0,25	2,25
18	Stenomorphus albomarginatus	0,8	12	1	1	3	3	3	18	2	10
19	Crematophorus sordidus	0,8	12	6	6	2	6	4	1	1	1
20	Verdanus abdominalis	0,7	10	1	1	2	6	1	1	1	1
21	Megamelus notula	0,6	9	6	6	2	2	2	2	2	2
22	Errastunus ocellaris	0,5	8	22	22	6	6	2	2	2	2
23	Kelisia ribauti "boreomontana"	0,5	8	24	24	7,58	0,5	3	3	3	3
24	Javesella dubia	0,5	7,58	2	2	0,42	5	1	1	1	1
25	Javesella forcipata	0,5	7,42	5	5	5	5	2	2	2	2
26	Macrostelus septemnotatus	0,5	7	5	5	2	2	2	2	2	2
27	Javesella pellicula	0,4	6	1	1	1	1	2	1	1	1
28	Anasopis albifrons	0,4	6	6	6	1	1	1	1	1	1
29	Philaenus spumarius	0,4	6	6	6	1	1	1	1	1	1
30	Psanmomettix confinis	0,3	5	3	3	1	1	1	1	1	1
31	Cicadula albingsens	0,3	4,25	0,33	0,33	1,58	1,33	0,17	0,08	0,08	0,42
32	Balcitha punctata	0,2	3	2	2	2	2	2	2	2	2
33	Macrostelus laevis	0,2	3	3	3	3	3	3	3	3	3
34	Eupteryx notata	0,2	3	3	3	3	3	3	3	3	3
35	Kelisia vittipennis	0,2	3	3	3	3	3	3	3	3	3
36	Aphrophora alini	0,1	2	2	2	2	2	2	2	2	2
37	Kybos strobili	0,1	2	1	1	1	1	1	1	1	1
38	Dicranotropis divergens	0,1	2	1	1	1	1	1	1	1	1
39	Eupelex cuspidata	0,1	2	2	2	2	2	2	2	2	2
40	Evacanthus acuminatus	0,1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
41	Evacanthus interruptus	0,1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
42	Jassargus alpinus	0,1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
43	Agallia brachyptera	0,1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Cicadellidae Gen. sp. indet.		0,7	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Delphacidae Gen. sp. indet.		0,6	9	2	2	2	2	2	2	2	2
Anaceratagallia sp. indet.		0,1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
SUMME		1494									

Tab. 40: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche OR-M (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Orchideerwiese-M										Probe
										Termin
										Taxa.zl.
Nr.	Wiss. Name	%Anteil	Ind.zl.	OR-M-S3	OR-M-S2	OR-M-S1	OR-M-S3	OR-M-S2	OR-M-S1	OR-M-S3
1	<i>Forcipata forcipata</i>	39,5	557,34	8	9	8	9	23	20	9
2	<i>Muellerianella extrusa</i>	8,7	122	19	25	48	53,34	114	207	157
3	<i>Criomorphus abomarginatus</i>	6,7	95	9	8	1	110,51	24,61	29,10	10,37
4	<i>Sorboanus assimilis</i>	6,0	84	9	8	9	22	24	22	8
5	<i>Muellerianella brevipennis</i>	4,3	60	5	11	5	3	15	10	6
6	<i>Jassargus pseudocellaris</i>	3,4	48	9	11	5	2	2	1	1
7	<i>Concimeus anceps</i>	3,1	44	1	1	1	5	14	9	5
8	<i>Forcipata citrinella</i>	2,7	37,66	6,66	9,39	5,49	1,39	0,63	0,57	0,44
9	<i>Streatanus sordidus</i>	2,5	35,46	3	7,88	5,92	4,96	3,96	2,92	0,96
10	<i>Acanthodelphax spinosa</i>	2,4	34	3	4	1	6	6	10	3
11	<i>Cicadella viridis</i>	2,2	31	1	1	1	2	2	2	2
12	<i>Javesella forcipata</i>	2,1	29	7,67	8	8,33	1,33	1	1,67	0,67
13	<i>Cicadula albigenensis</i>	2,0	27,5	1,67	1	1,67	1	4,33	3,67	9,33
14	<i>Elymana sulphurella</i>	1,6	23	5	8	3	5	1	1	1
15	<i>Artaldeus pasquellus</i>	1,5	21	5	8	2	1	1	1	1
16	<i>Aphrodes diminuta</i>	1,4	20	1	1	1	1	5	3	3
17	<i>Maustus griseus</i>	0,8	11	3	3	2	3	1	1	1
18	<i>Necaphilaenus lineatus</i>	0,8	11	1	1	1	1	1	1	1
19	<i>Javesella dubia</i>	0,8	11	2,33	1	2,67	0,67	3	0,33	0,33
20	<i>Anacopis albifrons</i>	0,8	11	1	1	1	2	4	1	3
21	<i>Jassargus sursumflexus</i>	0,6	9	1	2	1	4	1	1	1
22	<i>Stroma bicarinata</i>	0,5	7	6	6	1	1			
23	<i>Kelisia vittipennis</i>	0,4	6							
24	<i>Cicadula persimilis</i>	0,4	5,5	2,33			0,33	0,67	0,33	1
25	<i>Psammotettix cephalotes</i>	0,4	5	1						
26	<i>Philaenus spumarius</i>	0,4	5	1	1	1	3			
27	<i>Evacanthus acuminatus</i>	0,2	3	1	1	1				
28	<i>Kelisia ribauti</i> "boreomontan"	0,2	3	2	2	2	1			
29	<i>Eupteryx heydenii</i>	0,1	2	1						
30	<i>Errastunus ocellaris</i>	0,1	2	1						
31	<i>Eupteryx notata</i>	0,1	2							
32	<i>Javesella pellucida</i>	0,1	2	1			1			
33	<i>Xanthodelphax flaveola</i>	0,1	2	2			2			
34	<i>Streatanus aemulans</i>	0,1	1,54	0,13			0,04	0,04	1,08	0,04
35	<i>Psammotettix confinis</i>	0,1	1				1			
36	<i>Hesum domo</i>	0,1	1	1						
37	<i>Verdonus abdominalis</i>	0,1	1	1						
38	<i>Rhopalopyx adumbrata</i>	0,1	1				1			
39	<i>Megamelus notula</i>	0,1	1	1			1			
40	<i>Dicranotropis divergens</i>	0,1	1							
41	<i>Macrostes laevis</i>	0,1	1							
42	<i>Kelisia ribauti</i> "mediterranean"	1,3	18				5	7	1	1
	<i>Baldutha</i> sp. indet.	0,2	3							
	<i>Aphrophora</i> sp. indet.	0,1	1	1						
	Delphacidae Gen. sp. indet.	0,8	11	5	2					
	Cicadellidae Gen. sp. indet.	0,1	2				1	1	1	1
SUMME										1410

Tab. 41: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche SE-F (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

[illegible]

Tab. 42: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche SE-M (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Sammelau-M																Probe		
																		Termin
																		Taxa.zl.
Nr.	Wfss.	Name	%-Anteil	Ird.zl.	SE-M-S3	SE-M-S2	SE-M-S1	SE-M-S3	SE-M-S2	SE-M-S1	SE-M-S3	SE-M-S2	SE-M-S1	SE-M-S3	SE-M-S2	SE-M-S1	SE-M-S3	
1		<i>Conomelus anceps</i>	32,1	978														
2		<i>Muellerianella extrusa</i>	27,8	848														
3		<i>Kelisia vittipennis</i>	7,5	230														
4		<i>Delphacodes venosus</i>	4,6	139	3	6	5	1										
5		<i>Artaldeus pascuellus</i>	4,4	135														
6		<i>Cicadella viridis</i>	3,0	90														
7		<i>Muellerianella brevipennis</i>	2,8	86														
8		<i>Megamelus notula</i>	2,4	74														
9		<i>Sorboanus assimilis</i>	2,2	66														
10		<i>Jassargus sursumflexus</i>	2,0	62														
11		<i>Javesella discolor</i>	2,0	62	18	23	12	2										
12		<i>Cicadula quadrinotata</i>	1,4	43,18														
13		<i>Macustus griseus</i>	1,4	42	9	13	4	4	4	5								
14		<i>Xanthodelphax straminea</i>	0,8	23,25														
15		<i>Strentanus sordidus</i>	0,7	22														
16		<i>Agallia brachyptera</i>	0,7	20														
17		<i>Neochibaenus linearis</i>	0,7	20														
18		<i>Forcipata forcipata</i>	0,6	17														
19		<i>Anoscopus albifrons</i>	0,5	13,8														
20		<i>Anoscopus flavostriatus</i>	0,3	9,2														
21		<i>Deltacephalus pulicaris</i>	0,3	8														
22		<i>Xanthodelphax flaveola</i>	0,3	7,75														
23		<i>Jassargus pseudocellaris</i>	0,2	5														
24		<i>Jassargus alpinus</i>	0,2	5														
25		<i>Cicadula persimilis</i>	0,1	4,55														
26		<i>Javesella pellucida</i>	0,1	4														
27		<i>Kelisia pallidula</i>	0,1	3														
28		<i>Kelisia praecox</i>	0,1	3														
29		<i>Cicadula albigenensis</i>	0,1	2,27														
30		<i>Criomorophus albomarginatus</i>	0,1	2														
31		<i>Kelisia ribauti "mediterranean"</i>	0,1	2														
32		<i>Cicadula rubroflava</i>	0,1	2														
33		<i>Verdanus abdominalis</i>	0,1	2														
34		<i>Baldutha punctata</i>	0,1	2														
35		<i>Aphrodes diminuta</i>	0,1	2														
36		<i>Acanthodelphax spinosa</i>	0,0	1														
37		<i>Dolietitix lunulatus</i>	0,0	1														
38		<i>Psammotettix confinis</i>	0,0	1														
39		<i>Psammotettix cephalotes</i>	0,0	1														
40		<i>Hyladelphax elegantula</i>	0,0	1														
41		<i>Dicanotropis hamata</i>	0,0	1														
42		<i>Megophthalmus scanicus</i>	0,0	1														
43		<i>Arocephalus punctum</i>	0,0	1														
44		<i>Rhopalopyx adumbrata</i>	0,0	1														
45		<i>Stroggylocephalus agrestis</i>	0,0	1														
		<i>Delphacidae</i> Gen. sp. indet.	0,1	2	1		1											
SUMME																		3047

Tab. 43: Artgemeinschaftstabelle der Probenfläche ST-M1 (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

[illegible]

Tab. 44: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche ST-M2 (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Stadlau-M2				Probe		ST-M2-S3		ST-M2-S2		ST-M2-S1		ST-M2-S3		ST-M2-S2		ST-M2-S1		ST-M2-S3		ST-M2-S2		ST-M2-S1	
Termin		Taxa-zl.		18.05.		2		6		20.06.		8		10		25.07.		10		25.07.		23.09.	
Nr.	Wiss. Name	%Anteil	Ind.zl.																				
1	<i>Conomelus anceps</i>	26.54	177																				
2	<i>Neophilaenus lineatus</i>	13.49	90																				
3	<i>Kelsia vittipennis</i>	13.04	87																				
4	<i>Muellerianella extrusa</i>	10.64	71																				
5	<i>Sorhoanus assimilis</i>	8.25	55																				
6	<i>Delphacodes venosus</i>	5.70	38																				
7	<i>Cicadella viridis</i>	5.55	37																				
8	<i>Macustus griseus</i>	4.05	27																				
9	<i>Kelsia pallidula</i>	3.60	24																				
10	<i>Kelsia praecox</i>	1.20	8																				
11	<i>Oncodelphax pullula</i>	1.05	7																				
12	<i>Agallia brachyptera</i>	0.90	6																				
13	<i>Paradelphacodes paludosa</i>	0.90	6																				
14	<i>Macrosteles septemnotatus</i>	0.60	4																				
15	<i>Cicadula quadrinotata</i>	0.60	4																				
16	<i>Criomorphus albomarginatus</i>	0.45	3																				
17	<i>Cosmotettix costalis</i>	0.45	3																				
18	<i>Strogglocephalus agrestis</i>	0.45	3																				
19	<i>Athyranus argentarius</i>	0.45	3																				
20	<i>Muellerianella brevipennis</i>	0.30	2																				
21	<i>Acanthodelphax spinosa</i>	0.30	2																				
22	<i>Rhopalopyx adumbrata</i>	0.30	2																				
23	<i>Aphrodes diminuta</i>	0.15	1																				
24	<i>Xanthodelphax straminea</i>	0.15	1																				
25	<i>Megamelus notula</i>	0.15	1																				
26	<i>Baicalutha calamagrostis</i>	0.15	1																				
27	<i>Jassargus sursumflexus</i>	0.15	1																				
28	<i>Aphrophera alni</i>	0.15	1																				
29	<i>Eupelex cuspidata</i>	0.15	1																				
	<i>Forcipata</i> sp. indet.	0.15	1																				
Summe				667																			

Tab. 45: Artgemeinschaftstabelle der Probenfläche ST-W (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Stadlau-W		Probe	Termin																			Nr.	Wiss. Name	%Anteil	Ind.zl.	Taxa.zl.																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																		
ST-W-S3	ST-W-S2	ST-W-S1	20.06.	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2						21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2	21.06.	ST-W-S3	ST-W-S2

Tab. 46: Artgemeinschaftstabelle der Probenfläche TO-F (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Mooswiesen-Torfau-F										Probe		TO-F-S1 TO-F-S2 TO-F-S3 TO-F-S1 TO-F-S2 TO-F-S3 TO-F-S1 TO-F-S2 TO-F-S3 TO-F-S1 TO-F-S2 TO-F-S3 TO-F-S1 TO-F-S2 TO-F-S3 TO-F-S1																									
Termin		Taxa-zl.		%Anteil	Wiss. Name	17.05.		17.05.		17.05.		21.06.		21.06.		21.06.		19.07.		19.07.		19.07.		21.08.		21.08.		21.08.		23.09.		23.09.		23.09.		23.09.	
Ind.zl.																																					
Nr.																																					
1	28,6	559			<i>Conomelus anceps</i>																																
2	13,4	262			<i>Muellerianella brevipennis</i>																																
3	7,9	154			<i>Jassargus pseudocellaris</i>																																
4	5,9	116			<i>Forcipata citrinella</i>																																
5	5,3	103			<i>Acanthodelphax spinosa</i>																																
6	5,1	100			<i>Delfocephalus pulicaris</i>																																
7	4,6	90			<i>Arthaldeus pascuellus</i>																																
8	4,1	81			<i>Muellerianella extrusa</i>																																
9	2,2	42			<i>Dicranotropis divergens</i>																																
10	2,1	41			<i>Cicadella viridis</i>																																
11	1,9	37			<i>Paradelphacodes paludosa</i>																																
12	1,8	36			<i>Verdanus abdominalis</i>																																
13	1,8	35			<i>Megamelus notula</i>																																
14	1,7	33			<i>Neophilaenus lineatus</i>																																
15	1,6	31,43			<i>Macrosteles laevis</i>																																
16	1,5	29			<i>Aphrodes diminuta</i>																																
17	1,4	27			<i>Philaenus spumarius</i>																																
18	1,1	21			<i>Macrosteles septemnotatus</i>																																
19	1,0	19,64			<i>Macrosteles ossianilssonii</i>																																
20	1,0	19,2	1		<i>Javesella dubia</i>																																
21	0,9	17			<i>Agalia brachyptera</i>																																
22	0,9	16,71			<i>Anoscopus flavosiratus</i>																																
23	0,8	15			<i>Psammotettix confinis</i>																																
24	0,7	14			<i>Megaphthalmus scanicus</i>																																
25	0,5	8,8			<i>Javesella pellucida</i>																																
26	0,3	5,57			<i>Anoscopus serratalae</i>																																
27	0,3	5			<i>Cicadula quadrinotata</i>																																
28	0,2	4			<i>Psammotettix cephalotes</i>																																
29	0,2	4			<i>Sorhoanus assimilis</i>																																
30	0,2	3,93			<i>Macrosteles cristatus</i>																																
31	0,2	3,71			<i>Anoscopus albifrons</i>																																
32	0,2	3			<i>Aphrophara alni</i>																																
33	0,1	2			<i>Athysonus argenteus</i>																																
34	0,1	1			<i>Errastunus ocellaris</i>																																
35	0,1	1			<i>Criomorphus albomarginatus</i>																																
36	0,1	1			<i>Macustus griseus</i>																																
37	0,1	1	1		<i>Dicranotropis hamata</i>																																
38	0,1	1			<i>Acanthodelphax denticulata</i>																																
	0,1	2			<i>Euscelis</i> sp. indet.																																
	0,1	2			<i>Elymana</i> sp. indet.																																
	0,1	1			<i>Streptanus</i> sp. incet.																																
	0,2	3	1		Delphacidae Gen. sp. indet.																																
	0,1	1			Cicadellidae Gen. sp. indet.																																
SUMME			1953																																		

Tab. 47: Artgemeinschaftstabelle der Probefläche TO-M (Legende zu den Abkürzungen siehe Tab. 34)

Mooswiesen-Torfau-M						
Probe	TO-M- S3		TO-M- S2		TO-M- S1	
Termin Taxaz.l.	17.05. 4	17.05. 12	17.05. 19	17.05. 25	17.06. 31	17.06. 38
Nr.	Wiss. Name	%Anteil	TO-M- S3	TO-M- S2	TO-M- S1	TO-M- S1
1	Kelisia praecox	29,6	211	2	3	
2	Sorhoenus assimilis	15,1	108	19	15	12
3	Arthalbeus pascuellus	7,9	56,75	3	8	4
4	Errastinus ocellaris	7,1	51	7	3	4
5	Cicadella viridis	6,0	43	1	1	2
6	Macustus griseus	4,2	30	7	3	5
7	Cicadula rubroflava	3,6	25,71	0,71	1,43	2,14
8	Erzaleus metrius	2,9	21	7	2	2
9	Verdanus abdominalis	2,7	19	6	5	2
10	Jassargus sursumflewus	2,0	14	2	2	3
11	Aphirodes makarovi	1,8	13	1	2	5
12	Forcipata citrinella	1,7	12	2	2	1
13	Delphacodes venosus	1,5	11	1	1	1
14	Muellerianella extrusa	1,5	11	1	1	2
15	Athyssenus argenteus	1,5	11	1	1	2
16	Agallia brachyptera	1,3	9	1	1	4
17	Anoscopus flavostriatus	1,3	9	1	1	2
18	Stenocranus major	1,1	8	1	1	1
19	Cicadula quinquenotata	1,1	7,71	0,21	0,43	0,64
20	Evacanthus acuminatus	0,8	6	2	2	1
21	Paraliburnia adela	0,8	6	3	2	
22	Streptonus aemulus	0,6	4	4	1	1
23	Arocephalus longiceps	0,4	3	3		0,67
24	Cicadula quadrinotata	0,4	2,57	0,07	0,14	0,21
25	Arthalbeus arenarius	0,3	2,25			0,07
26	Acanthodelphax spinosa	0,3	2	2		2,25
27	Evacanthus interruptus	0,3	2			1
28	Streptonus marginatus	0,3	2			0,33
29	Hyledelphax elegantula	0,1	1	1		1
30	Macrosteles septemnotatus	0,1	1		1	
31	Neophilaenus lineatus	0,1	1			
32	Eupteryx signatipennis	0,1	1	1		
33	Criomorphus albomarginatus	0,1	1	1		
34	Muellerianella brevipennis	0,1	1			1
	Struma sp. indet.	0,4	3	2	1	
	Delphacidae Gen. sp. indet.	0,4	3	3		
	Macrosteles sp. indet.	0,1	1			
SUMME						
714						

7 DISKUSSION

7.1 BEMERKENSWERTE ARTEN

Im Rahmen dieser Arbeit konnten unter den **114 gesammelten Arten 44 Rote-Liste-Arten (ca. 39 %)** dokumentiert werden. Darunter befinden sich zwei vom Aussterben bedrohte, 12 stark gefährdete und 12 gefährdete Arten, sowie acht Arten der Vorwarnliste und fünf Arten, für welche eine Gefährdungseinstufung aufgrund der mangelnden Datenlage nicht möglich ist.

Für **Österreich** konnten **fünf Arten** und für **Oberösterreich 61 Arten zum ersten Mal nachgewiesen** werden. Außerdem konnte der Nachweis von **sieben** Arten für Oberösterreich nun **bestätigt** werden (nach HOLZINGER 2009a). Oberösterreich wurde bisher zikadenkundlich nur wenig erforscht – maßgeblich daran beteiligt waren ua. WAGNER & FRANZ (1961) und HAMANN (1960). Eine Übersicht über alle nachgewiesenen Arten befindet sich in Tab. 30 und Tab. 33.

Auf den folgenden Seiten werden kurz die bemerkenswertesten Arten dargestellt. Dies sind **Erstnachweise für Österreich und Oberösterreich, hochgradig gefährdete** Arten und Arten, deren Datenlage noch defizitär ist (nach der Roten Liste Österreich als „vom Aussterben bedroht“ (CR), „stark gefährdet“ (EN) und „Datenlage ungenügend“ (DD) eingestufte Arten), **tyrphobionte** Arten (nach HOLZINGER 2009a) und die **individuenreichsten** (dominante Arten aller Probeflächen, s. Tab. 30) und **hochgradig stetige** (Stetigkeit über 90 %) Arten. Die Fotos zu diesen Arten stammen alle von G. Kunz.

Fam. Cixiidae

Unterfamilie Cixiinae

Torf-Glasflügelzikade (*Cixius similis*)

Erstnachweis für Oberösterreich und tyrphobionte Art. *Cixius similis* lebt polyphag an Gehölzen in Mooren von der kollinen bis in die montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 65: *Cixius similis*

Fam. Delphacidae

Unterfam. Kelisiinae

Triftenspornzikade (*Anakelisia perspicillata*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Anakelisia perspicillata* kommt auf magerem Grünland von der kollinen bis in die montane Stufe vor. Sie ernährt sich von *Carex*-Arten, va. von *Carex flacca* und *C. pilulifera* (HOLZINGER 2009a).



Abb. 66: *Anakelisia perspicillata*

Weißer Spornzikade (*Kelisia pallidula*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Kelisia pallidula* lebt in Flachmooren und auf Feuchtwiesen an *Carex panicea* von der kollinen bis in die montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 67: *Kelisia pallidula*

Seegras-Spornzikade (*Kelisia praecox*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Kelisia praecox* lebt an *Carex*-Arten, va. *Carex brizoides*, auf Waldwiesen, lichten Wäldern und auf Streuwiesen. Die Art kommt von der kollinen bis in die submontane Höhenstufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 68: *Kelisia praecox*

Schwarzlippen-Spornzikade (*Kelisia ribauti*)

In der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Kelisia ribauti* lebt an *Carex nigra* und vielleicht auch an anderen Pflanzenarten. Sie kommt submontan bis subalpin (400 bis 2000 m) in Flachmooren und auf Feuchtwiesen vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 69: *Kelisia ribauti*

Wollgras-Spornzikade (*Kelisia vittipennis*)

Erstnachweis für Oberösterreich und tyrphobionte Art. *Kelisia vittipennis* lebt an *Eriophorum* und evtl. an *Carex*-Arten. Sie kommt in Hoch-, Zwischen- und Niedermooren, sowie auf Kalkquellrieden und Moorwiesen, submontan bis subalpin (400 bis 2000 m) vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 70: *Kelisia vittipennis*

Gelbseggen-Spornzikade (*Kelisia sima*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. Diese Art ernährt sich von *Carex flava* in Niedermooren, auf Waldlichtungen und stärker bewachsenen Schotterbänken von der kollinen bis in die montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 71: *Kelisia sima*

Unterfam. Stenocraninae

Große Spornzikade (*Stenocranus major*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Stenocranus major* lebt an *Phalaris arundinacea* an Flussufern von der kollinen bis in die montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 72: *Stenocranus major*

Unterfam. Delphacinae

Zahnspornzikade (*Acanthodelphax denticauda*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Acanthodelphax denticauda* lebt in Pflanzenhorsten von *Deschampsia cespitosa* im kollinen Feuchtgrünland (HOLZINGER 2009a).



Abb. 73: *Acanthodelphax denticauda*

Stachelspornzikade (*Acanthodelphax spinosa*)

Mit einer Stetigkeit von über 90 % auf fast allen Probeflächen vertreten.

Acanthodelphax spinosa bevorzugt als Lebensraum kollines, extensiv genutztes, frisches bis feuchtes Grünland und lebt an *Festuca rubra* und *Festuca ovina*. Die Art tritt von der kollinen bis in die subalpine Höhenstufe auf (HOLZINGER 2009a).



Abb. 74: *Acanthodelphax spinosa*

Gemeine Binsenspornzikade (*Conomelus anceps*)

Mit 3331 Individuen (15,8 % der Gesamtindividuenzahl) die häufigste Art und mit einer Stetigkeit von über 90 % auf fast allen Probeflächen vertreten. *Conomelus anceps* lebt an *Juncus* im Feuchtgrünland und auf Waldlichtungen in der kollinen bis in die montane Stufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 75: *Conomelus anceps*

Bindenspornzikade (*Criomorphus albomarginatus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Criomorphus albomarginatus* ernährt sich von Poaceen auf Magerwiesen, Brachen, in lichten Wäldern und Niedermooren. Die Art lebt epigäisch in Pflanzenhorsten von der kollinen bis in die montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 76: *Criomorphus albomarginatus*

Schwingelspornzikade (*Delphacinus mesomelas*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Delphacinus mesomelas* kommt kollin bis montan an *Festuca rubra* und *Festuca ovina* im trockenen, mageren Grünland vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 77: *Delphacinus mesomelas*

Plumpspornzikade (*Delphacodes venosus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. Als mesophile Offenlandart lebt *Delphacodes venosus* an Poaceen und evtl. an *Carex*-Arten in kollinen bis montanen hochwüchsigen Grasfluren (HOLZINGER 2009a).



Abb. 78: *Delphacodes venosus*

Flossenspornzikade (*Javesella discolor*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Javesella discolor* ist eine an Poaceen und evtl. an Cyperaceen lebende Art, welche auf schattigen Hochgrasbeständen von der kollinen bis in die subalpine Höhenstufe auftritt (HOLZINGER 2009a).



Abb. 79: *Javesella discolor*

Säbelspornzikade (*Javesella dubia*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Javesella dubia* kommt eurytop auf Wiesenflächen an *Agrostis*-Arten vor. Verbreitet ist sie von der kollinen bis in die montane Stufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 80: *Javesella dubia*

Zangenspornzikade (*Javesella forcipata*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Javesella forcipata* lebt an Poaceen im Feuchtgrünland, auf Waldwiesen und in lichten Wäldern von der kollinen bis in die montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 81: *Javesella forcipata*

Schmielenspornzikade (*Muellerianella brevipennis*)

Erstnachweis für Oberösterreich und hochgradig stetige Art – auf allen Probeflächen vertreten (Stetigkeit 100 %). *Muellerianella brevipennis* lebt auf *Deschampsia cespitosa* auf Wiesen, Weiden, Brachen, Waldwegen und in lichten Wäldern von der kollinen bis montanen Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 82: *Muellerianella brevipennis*

Pfeifengras-Spornzikade (*Muellerianella extrusa*)

Erstnachweis für Oberösterreich, in der Roten Liste Österreich als „Datenlage ungenügend“ (DD) eingestuft, mit 2442 Individuen (11,6 % der Gesamtindividuenzahl) eine dominante und hochgradig stetige Art – auf allen Probeflächen vertreten (Stetigkeit 100 %). *Muellerianella extrusa* kommt auf feuchten bis anmoorigen Wiesen, in Wald- und Moorrändern vor. Sie lebt von der kollinen bis in die montane Stufe in den Pflanzenhorsten von *Molinia caerulea* (HOLZINGER 2009a).



Abb. 83: *Muellerianella extrusa*

Klauenspornzikade (*Oncodelphax pullula*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Oncodelphax pullula* ist eine Art der Verlandungszone von Stillgewässern und kommt in Großseggenrieden, Flachmooren und Bruchwäldern vor. Sie lebt in den Horsten bultig wachsender *Carex*-Arten von der kollinen bis in die submontane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 84: *Oncodelphax pullula*

Sumpfspornzikade (*Paradelphacodes paludosa*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Paradelphacodes paludosa* lebt an *Carex*-Arten in Zwischen-, Quell- und Niedermooren sowie auf Feuchtwiesen. Die Art kommt von der kollinen bis in die montane Höhenstufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 85: *Paradelphacodes paludosa*

Glanzgras-Spornzikade (*Paraliburnia adela*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Paraliburnia adela* ist eine ripicole Art – sie lebt an Ufern von Gewässern und in nassen Wiesen. Sie ernährt sich von *Phalaris arundinacea* und kommt kollin bis montan vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 86: *Paraliburnia adela*

Waldspornzikade (*Stiroma bicarinata*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Stiroma bicarinata* lebt an Poaceen auf extensiv genutzten Weiden und Wiesen und in unterwuchsreichen Wäldern. Sie tritt von der kollinen bis in die subalpine Höhenstufe auf (HOLZINGER 2009a).



Abb. 87: *Stiroma bicarinata*

Schwadenspornzikade (*Struebingianella lugubrina*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Struebingianella lugubrina* lebt an *Glyceria*-Arten. Sie kommt in feuchten Gräben, an Bachufern, in Flutmulden und auf Nasswiesen – kollin bis montan – vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 88: *Struebingianella lugubrina*

Gelbe Spornzikade (*Xanthodelphax flaveola*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Xanthodelphax flaveola* lebt an *Poa pratensis* auf extensiv bewirtschafteten, nährstoffarmen Wiesen und Weiden und in lichten (bodensauren) Wäldern. Sie kommt von der kollinen bis in die montane Höhenstufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 89: *Xanthodelphax flaveola*

Strohspornzikade (*Xanthodelphax straminea*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Xanthodelphax straminea* ernährt sich von *Agrostis*-Arten. Sie kommt von der kollinen bis in die montane Höhenstufe vor und ist in Moorrändern, auf Nasswiesen und Quellrieden und in Tschechien auch an mesophilen Standorten zu finden (HOLZINGER 2009a).



Abb. 90: *Xanthodelphax straminea*

Fam. Cicadellidae

Unterfam. Agalliinae

Streifen-Dickkopfzikade (*Agallia brachyptera*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Agallia brachyptera* ernährt sich von Kräutern (Asteraceae, Fabaceae, ...) und kommt im kollinen bis subalpinen feuchten Gründland, auf Brachen und in lichten Wäldern vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 91: *Agallia brachyptera*

Wiesen-Dickkopfzikade (*Anaceratagallia ribauti*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Anaceratagallia ribauti* lebt auf Kräutern. Die Art ist im Grünland, auch im mäßig intensiv bewirtschaftetem Grünland, auf Wegrändern und Brachen von der kollinen bis in die montane Höhenstufe anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 92: *Anaceratagallia ribauti*

Unterfam. Aphrodinae

Braune Erdzikade (*Anoscopus albifrons*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Anoscopus albifrons* ernährt sich von Poaceen. Sie kommt auf mageren Wiesen, Weiden, Brachflächen und Säumen von der kollinen bis in die montane Höhenstufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 93: *Anoscopus albifrons*

Streifenerdzikade (*Anoscopus flavostriatus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Anoscopus flavostriatus* kommt von der kollinen bis in die montane Höhenstufe im Feuchtgrünland, auf Brachen und in lichten Wäldern vor. Die Art ernährt sich von Poaceen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 94: *Anoscopus flavostriatus*

Rasenerdzikade (*Anoscopus serratulae*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Anoscopus serratulae* ernährt sich von Poaceen, wie zB Elymus, Dactylis und Holcus. Sie ist auf kollinen bis montanen, auch intensiv bewirtschafteten Wiesen und Weiden und auf Ruderalflächen anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 95: *Anoscopus serratulae*

Kleine Erdzikade (*Aphrodes diminuta*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „Datenlage ungenügend“ (DD) eingestuft. *Aphrodes diminuta* tritt im kollinen bis montanen Feuchtgrünland auf. Evtl. ernährt sich die Art von Fabaceen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 96: *Aphrodes diminuta*

Wiesenerdzikade (*Aphrodes makarovi*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „Datenlage ungenügend“ (DD) eingestuft. Diese Art lebt an Kräutern und kommt von der kollinen bis in die montane Höhenstufe auf Wiesen, Weiden, Brachen, Ruderalflächen, Waldsäumen etc. vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 97: *Aphrodes makarovi*

Walderdzikade (*Planaphrodes nigrita*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Planaphrodes nigrita* ist auf Feuchtwiesen, in (feuchten) Wäldern und auf Waldsäumen an Poaceen von der kollinen bis in die alpine Höhenstufe anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 98: *Planaphrodes nigrita*

Sumpferdzikade (*Stroggylocephalus agrestis*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Stroggylocephalus agrestis* kommt in Großseggenrieden, Zwischenmooren, auf Nasswiesen und in Moorwäldern vor. Sie lebt dort in Pflanzenhorsten von *Carex*-Arten, von der kollinen bis in die submontane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 99: *Stroggylocephalus agrestis*

Moorerdzikade (*Stroggylocephalus livens*)

In der Roten Liste Österreich als „vom Aussterben bedroht“ (CR) eingestuft und tyrphobionte Art. Der Lebensraum dieser Art sind Hoch- und Zwischenmoore und kühle Großseggenriede. Sie ernährt sich dort möglicherweise von *Carex*- und *Eriophorum*-Arten und lebt epigäisch von der kollinen bis in die montane Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 100: *Stroggylocephalus livens*

Unterfam. Cicadellinae

Grüne Schmuckzikade (*Cicadella viridis*)

Eine hochgradig stetige Art – auf allen Probeflächen vertreten (Stetigkeit 100 %). *Cicadella viridis* lebt hypergäisch an Cyperaceen, Junaceen und Poaceen. Die Art ist auf feuchten bis nassen Wiesen, Weiden und Mooren, sowie auf Waldrändern und -lichtungen, an Ufersäumen, etc. zu finden. Sie ist von der kollinen bis in die subalpine Höhenstufe verbreitet (HOLZINGER 2009a).



Abb. 101: *Cicadella viridis*

Unterfam. Macropsinae

Gemeine Maskenzikade (*Macropsis cerea*)

Erstnachweis für Oberösterreich. Diese Art lebt an *Salix*-Arten in Auwäldern. Es ist eine hygrophile Waldart, die von der kollinen bis in die montane Stufe vorkommt (HOLZINGER 2009a).



Abb. 102: *Macropsis cerea*

Unterfam. Megophthalminae

Gemeine Kappenzikade (*Megophthalmus scanicus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Megophthalmus scanicus* ernährt sich von Fabaceen. Die Art kommt auf extensiv genutzten Wiesen und Weiden, Ruderalflächen, Brachen und auf Wegrändern von der kollinen bis in die montane Höhenstufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 103: *Megophthalmus scanicus*

Unterfam. Typhlocybinae

Bach-Nesselblattzikade (*Eupteryx cyclops*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Eupteryx cyclops* ernährt sich von *Urtica dioica* auf nährstoffreichen Säumen von der kollinen bis in die subalpine Stufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 104: *Eupteryx cyclops*

Kälberkropf-Blattzikade (*Eupteryx heydenii*)

Erstnachweis für Oberösterreich. Diese Art kommt als mesophile Saumart auf Waldrändern, in Hochstaudenfluren, Säumen und an Bachufern vor. Sie lebt dort an *Chaerophyllum hirsutum* und evtl. an *Petasites* von der submontanen bis in die subalpine (400 bis 2000 m) Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 105: *Eupteryx heydenii*

Mädesüß-Blattzikade (*Eupteryx signatipennis*)

Erstnachweis für Österreich. Diese Art konnte mit einem weiblichen Individuum nachgewiesen werden. Weitere Nachweise männlicher Tiere wären wünschenswert. *Eupteryx signatipennis* lebt monophag 1. Grades an *Filipendula ulmaria* und ist in Mitteleuropa weit verbreitet. Ein Vorkommen in Österreich war sehr wahrscheinlich, aber eine zugehörige Publikation fehlt bisher (HOLZINGER 2009b). Das Areal, in dem die Art verbreitet ist, umfasst die nordeuropäische Tundra und nemorale Mooregebiete (NICKEL & REMANE 2002).



Abb. 106: *Eupteryx signatipennis*

Grauerlen-Würfelzikade (*Kybos strobli*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Kybos strobli* lebt von *Alnus incana* und ist so auf Grauerlenbeständen von der submontanen bis in die montane (400 bis 1600 m) Höhenstufe anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 107: *Kybos strobli*

Unterfam. Ulopina

Schneeheidezikade (*Ulopa carnea*)

In der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Ulopa carnea* lebt an *Erica carnea*-Beständen in lichten (Kiefer-)Wäldern und in alpinen Matten von der montanen bis in die alpine (ab 600 m) Höhenstufe (HOLZINGER 2009a).



Abb. 108: *Ulopa carnea*

Unterfam. Deltocephalinae

Punktierte Graszirpe (*Arocephalus punctum*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Arocephalus punctum* tritt als xerothermophile Offenlandart auf Halbtrockenrasen und Trockenrasen sowie auf trockenwarmen Wald- und Wegsäumen auf. Die Art ernährt sich von *Festuca ovina* und vielleicht auch noch von anderen Pflanzenarten. Sie ist von der kollinen bis in die montane Höhenstufe verbreitet (HOLZINGER 2009a).



Abb. 109: *Arocephalus punctum*

Landschilfzirpe (*Arthaldeus arenarius*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Arthaldeus arenarius* lebt an *Calamagrostis epigejos* auf kollinen bis montanen Ruderalfluren, Hochgrasbeständen und Waldsäumen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 110: *Arthaldeus arenarius*

Große Graszirpe (*Athysanus argentarius*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Athysanus argentarius* ernährt sich von hochwüchsigen Poaceen und ist im feuchten bis trockenen Grünland und auf Waldsäumen der kollinen bis montanen Stufe zu finden (HOLZINGER 2009a).



Abb. 111: *Athysanus argentarius*

Sumpfszirpe (*Athysanus quadrum*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. *Athysanus quadrum* ist auf kollinen bis submontanen Feuchtwiesen anzutreffen. Die Art lebt hypergäisch und vermutlich monophag, eventuell an *Lathyrus*, *Inula* und *Filipendula* (HOLZINGER 2009a).



Abb. 112: *Athysanus quadrum*

Reitgras-Winterzirpe (*Balclutha calamagrostis*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Balclutha calamagrostis* kommt als mesophile Saumart in Ruderalfluren und Hochgrasbeständen auf *Calamagrostis epigejos* und *C. pseudophragmites* von der kollinen bis in die montane Stufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 113: *Balclutha calamagrostis*

Moorseggenzirpe (*Cicadula quinquenotata*)

Erstnachweis für Oberösterreich. Diese Art lebt evtl. an *Carex*- und *Eriophorum*-Arten in der Verlandungszone von Stillgewässern und in Mooren. Sie tritt kollin bis subalpin auf (HOLZINGER 2009a).



Abb. 114: *Cicadula quinquenotata*

Seegraszirpe (*Cicadula rubroflava*)

Erstnachweis für Österreich. Diese Art konnte mit 34 männlichen Individuen nachgewiesen werden. *Cicadula rubroflava* ist eine sehr seltene, boreomontan vorkommende Art. Sie lebt in feucht-kühlen, moorigen Wäldern und ernährt sich von *Carex brizoides* und möglicherweise von anderen höherwüchsigen *Carex*-Arten (HOLZINGER 2009b).



Abb. 115: *Cicadula rubroflava*

Braunseggenzirpe (*Cicadula saturata*)

Erstnachweis für Österreich. Diese Art konnte mit 16 männlichen Individuen nachgewiesen werden. *Cicadula saturata* lebt auf moorigen und kühlen Standorten an *Carex nigra* und evtl. weiteren *Carex*-Arten. Sie kommt in Nord- und Mitteleuropa vor und ein Vorkommen im Mühlviertel war zu erhoffen (HOLZINGER 2009b).



Abb. 116: *Cicadula saturata*

Graue Seggenzirpe (*Cosmotettix costalis*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „stark gefährdet“ (EN) eingestuft. Diese Art lebt in der Verlandungszone von Stillgewässern und in Zwischenmooren. Sie kommt dort in Pflanzenhorsten von *Carex*-Arten, kollin bis submontan, vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 117: *Cosmotettix costalis*

Frühlingsgraszirpe (*Doliotettix lunulatus*)

Erstnachweis für Österreich. Diese Art konnte mit zwei weiblichen Individuen nachgewiesen werden. *Doliotettix lunulatus* kommt im Unterwuchs feuchterer, (sub)montaner Wälder – vor allem in sauren Gebieten – vor. Sie lebt evtl. an *Agrostis stolonifera* und war lt. HOLZINGER (2009b) für das Mühlviertel zu erwarten (HOLZINGER 2009a).



Abb. 118: *Doliotettix lunulatus*

Tatarengraszirpe (*Elymana kozhevnikovi*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „Datenlage ungenügend“ (DD) eingestuft. *Elymana kozhevnikovi* ernährt sich von *Calamagrostis*-Arten (ausgenommen *C. epigejos*) und ist als mesophile Waldart in Hochgrasbeständen in Wäldern und an Waldrändern, sowie auf Kahlschlägen von der kollinen bis in die montane Höhenstufe zu finden (HOLZINGER 2009a).



Abb. 119: *Elymana kozhevnikovi*

Schwefelgraszirpe (*Elymana sulphurella*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Elymana sulphurella* ernährt sich von Poaceen. Sie kommt auf extensiv genutzten Wiesen, Weiden, Waldsäumen, Wegrändern, Waldlichtungen und in lichten Wäldern von der kollinen bis in die montane Stufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 120: *Elymana sulphurella*

Amerikanische Graszirpe (*Endria nebulosa*)

Erstnachweis für Österreich. Diese Art konnte mit zehn männlichen und sieben weiblichen Individuen nachgewiesen werden. Sie ist holarktisch verbreitet, aber sehr selten – aus Europa sind nur wenige Fundorte bekannt. Sie kommt in feuchteren Lebensräumen, va. auf Waldlichtungen vor und lebt dort sehr versteckt tief in den Horsten von *Calamagrostis epigejos* (HOLZINGER 2009b).



Abb. 121: *Endria nebulosa*

Glanzgraszirpe (*Erzaleus metrius*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Erzaleus metrius* lebt an *Phalaris arundinacea* an Ufern von Gewässern und in nassen Wiesen. Die Art ist hypergäisch in der Kraut-, Strauch- und Baumschicht der kollinen bis montanen Höhenstufe vertreten (HOLZINGER 2009a).



Abb. 122: *Erzaleus metrius*

Wiesenkleezirpe (*Euscelis incisus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Euscelis incisus* lebt eurytop in Grünland-Lebensräumen auf Poaceen und Fabaceen. Die Art ist von der kollinen bis in die montane Stufe zu finden (HOLZINGER 2009a).



Abb. 123: *Euscelis incisus*

Gefleckte Graszirpe (*Graphocraerus ventralis*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Graphocraerus ventralis* ernährt sich von Poaceen auf extensiv bewirtschaftete Wiesen und Weiden, Säumen, Ruderalflächen und Brachen. Die Art ist von der kollinen bis in die montane Höhenstufe anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 124: *Graphocraerus ventralis*

Dornschlängelzirpe (*Hardya tenuis*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Hardya tenuis* ist auf Poaceen in lichten Kiefernwäldern, an Waldrändern und auf Heideflächen in der kollinen Stufe anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 125: *Hardya tenuis*

Karminzirpe (*Hesium domino*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Hesium domino* kommt in Laubwäldern von der kollinen bis in die subalpine Stufe vor. Die Larven dieser Art ernähren sich von Poaceen – die Adulten von Laubgehölzen wie *Betula* und *Alnus* (HOLZINGER 2009a).



Abb. 126: *Hesium domino*

Berg-Spitzkopfszirpe (*Jassargus alpinus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Jassargus alpinus* ist von der submontanen bis in die alpine Höhenstufe verbreitet. Sie lebt an Poaceen. Die Art kommt auf subalpinen bis alpinen Matten und Rasen, montanen Wiesen und Weiden und auch in lichten Wäldern vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 127: *Jassargus alpinus*

Sumpfriedzirpe (*Limotettix striola*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Limotettix striola* ist eine Art der Verlandungszone von Stillgewässern. Sie lebt an Gewässerufeln, in Verlandungszonen, auf Sumpfwiesen und in Zwischenmooren. Die Art ernährt sich von *Eleocharis* und wahrscheinlich von *Trichophorum* und *Schoenoplectus*. Sie ist von der kollinen bis in die montane Stufe vertreten (HOLZINGER 2009a).



Abb. 128: *Limotettix striola*

Moorwanderzirpe (*Macrosteles ossiannilssoni*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Macrosteles ossiannilssoni* ernährt sich polyphag von Poaceen, Cyperaceen und Juncaceen. Die Art ist auf feuchten bis nassen Wiesen und Weiden und in Zwischenmooren von der kollinen bis in die alpine Stufe anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 129: *Macrosteles ossiannilssoni*

Gabelwanderzirpe (*Macrosteles viridigriseus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Macrosteles viridigriseus* ernährt sich von Poaceen und wahrscheinlich auch von Cyperaceen. Die Art kommt hypergäisch auf frischen Ruderalflächen, an Flussufeln, auf Säumen und oft auf salzbeeinflussten Standorten vor. Sie ist von der kollinen bis in die montane Höhenstufe verbreitet (HOLZINGER 2009a).



Abb. 130: *Macrosteles viridigriseus*

Maskengraszirpe (*Macustus grisescens*)

Mit einer Stetigkeit von über 90 % auf fast allen Probeflächen vertreten. *Macustus grisescens* kommt in hochwüchsigen Seggen- und Süßgrasbeständen auf Feuchtstandorten, in Mooren, auf Streuwiesen, Schlagfluren und in lichten Wäldern vor. Die Art lebt ua. auf Poaceen und *Carex* und ist von der kollinen bis in die alpine Stufe anzutreffen (HOLZINGER 2009a).



Abb. 131: *Macustus grisescens*

Bergschwingelzirpe (*Rhopalopyx adumbrata*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Rhopalopyx adumbrata* ist auf mageren Wiesen und Weiden zu finden und ernährt sich dort von *Festuca rubra* und seltener auch von *Festuca ovina*. Die Art ist von der kollinen bis in die subalpine Stufe verbreitet (HOLZINGER 2009a).



Abb. 132: *Rhopalopyx adumbrata*

Echte Riedzirpe (*Sorhoanus assimilis*)

Erstnachweis für Oberösterreich und hochgradig stetige Art – auf allen Probeflächen vertreten (Stetigkeit 100 %). *Sorhoanus assimilis* lebt an *Carex*-Arten in der kollinen bis montanen Höhenstufe. Es handelt sich bei dieser Art um eine hygrophile Offenlandart die auf feuchten bis nassen Wiesen, in Seggenrieden und Quellfluren vorkommt (HOLZINGER 2009a).



Abb. 133: *Sorhoanus assimilis*

Hochmoor-Riedzirpe (*Sorhoanus xanthoneurus*)

Erstnachweis für Oberösterreich, in der Roten Liste Österreich als „vom Aussterben bedroht“ (CR) eingestuft und tyrphobionte Art. *Sorhoanus xanthoneurus* lebt in kollinen bis montanen Hoch- und Zwischenmooren an *Eriophorum vaginatum* (HOLZINGER 2009a).



Abb. 134: *Sorhoanus xanthoneurus*

Wiesengraszirpe (*Streptanus aemulans*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Streptanus aemulans* lebt epigäisch in Pflanzenhorsten von Poaceen. Die Art kommt auf meist feuchten, selten auch trockenen Wiesen und Weiden, Waldlichtungen und Waldsäumen von der kollinen bis in die montane Höhenstufe vor (HOLZINGER 2009a).



Abb. 135: *Streptanus aemulans*

Schlängelschmielenzirpe (*Streptanus marginatus*)

Erstnachweis für Oberösterreich und in der Roten Liste Österreich als „Datenlage ungenügend“ (DD) eingestuft. *Streptanus marginatus* lebt epigäisch in Pflanzenhorsten in lichten Laub- und Nadelwäldern, an Waldrändern, auf trockenen Magerrasen und auf Heideflächen. Die Art ernährt sich von feinblättrigen Poaceen, vor allem von *Deschampsia flexuosa* und *Festuca ovina* (HOLZINGER 2009a).



Abb. 136: *Streptanus marginatus*

Straußgraszirpe (*Streptanus sordidus*)

Erstnachweis für Oberösterreich. *Streptanus sordidus* ernährt sich von *Agrostis*-Arten und lebt epigäisch in Pflanzenhorsten. Die Art ist auf Feuchtwiesen, in Zwischenmooren und auf feuchten Waldlichtungen anzutreffen und von der kollinen bis in die montane Höhenstufe verbreitet (HOLZINGER 2009a).



Abb. 137: *Streptanus sordidus*

Abb. 65 bis Abb. 137: G. Kunz

7.1.1 Phänologie der dominanten Arten

Die beiden häufigsten Arten auf allen Probeflächen sind *Conomelus anceps* (15,8 %) und *Muellerianella extrusa* (11,6 %) (s. Tab. 30). Die meisten adulten Individuen dieser Arten wurden in den Monaten Juli bis September gesammelt, wobei das Maximum beider Arten im Juli liegt (s. Abb. 138 und Abb. 139). Dies stimmt auch mit der Beschreibung der Arten in HOLZINGER (2009a) überein, dass die adulten Exemplare von Ende Juni bis Ende Oktober auftreten.

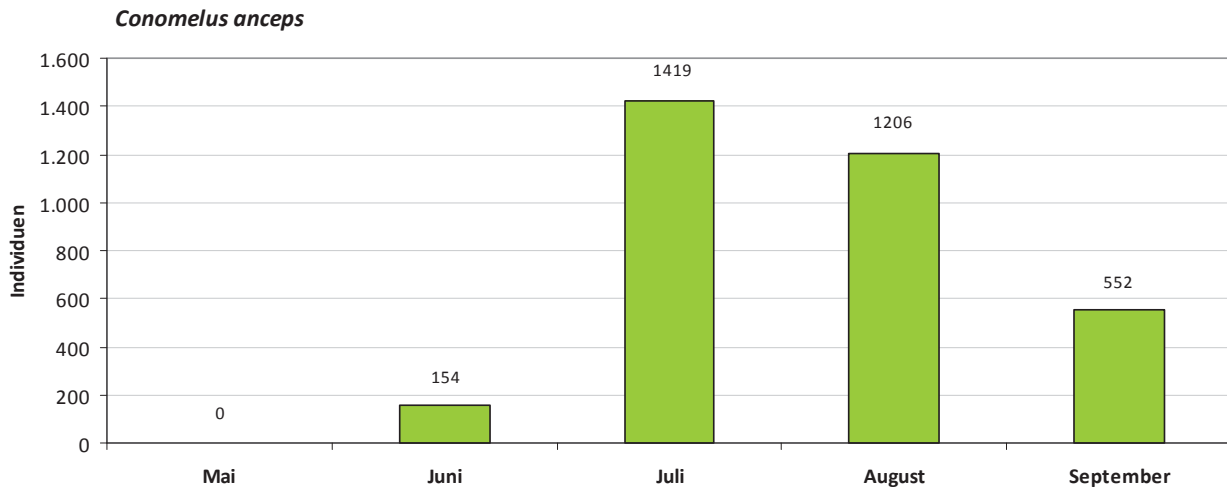


Abb. 138: Gesammelte Individuen von *Conomelus anceps* in den beprobten Monaten

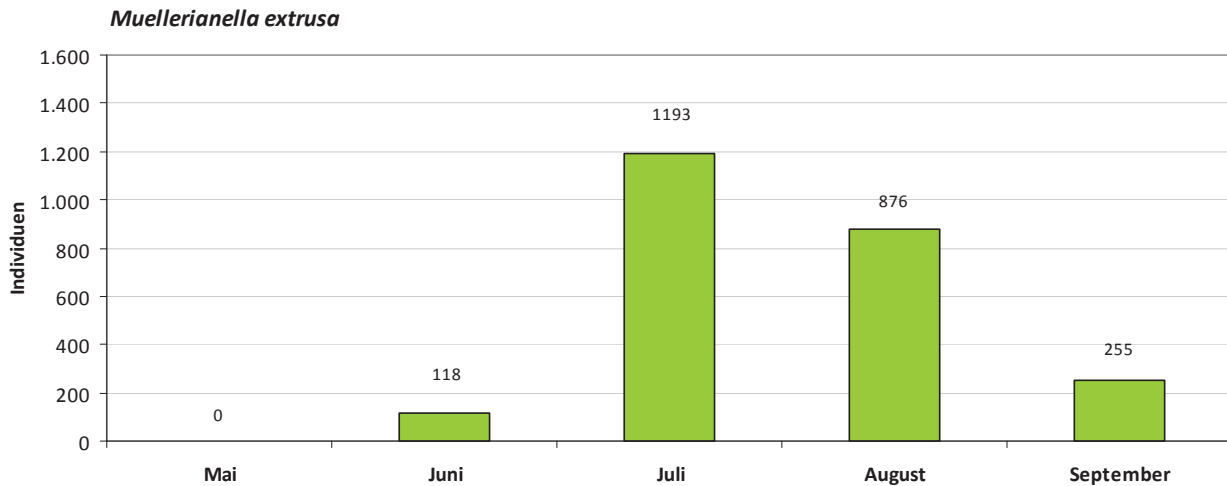


Abb. 139: Gesammelte Individuen von *Muellerianella extrusa* in den beprobten Monaten

Im Deutschen Haidl dominierte *Sorhoanus xanthoneurus* mit über 90 %. Diese Art war im Mai und Juni noch nicht im Adultstadium vertreten. Im Juli hatte sie ihr Maximum mit 401 Individuen. Im August waren schon wieder weniger Individuen (151) von *Sorhoanus xanthoneurus* anzutreffen und im September konnten nur mehr 16 adulte Zikaden dieser Art gesammelt werden. Auffällig dabei ist, dass im Juli das Verhältnis Männchen zu Weibchen relativ ausgeglichen ist. Der Weibchenanteil in diesem Monat beträgt rund 57 %. Im August dominieren die Weibchen mit 93 % und im September waren ausschließlich Weibchen anzutreffen (s. Abb. 140).

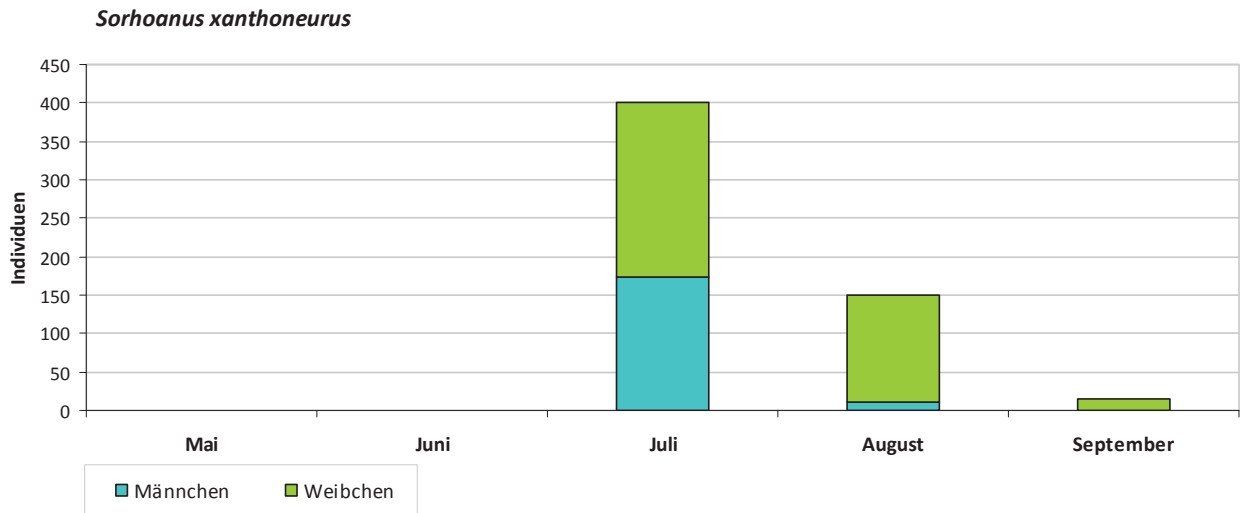


Abb. 140: Individuenanzahl männlicher und weiblicher Zikaden der Art *Sorhoanus xanthoneurus* im Deutschen Haidl

7.2.1 Clusteranalyse

Die folgenden Clusteranalysen gruppieren die Probeflächen nach den **relativen Ähnlichkeiten bzw. Unähnlichkeiten der Zikadengemeinschaften** der jeweiligen Flächen. Die Analyse in Abb. 141 basiert auf dem Vorhandensein und Fehlen von **Zikadenarten** (Index nach Lance & Williams) und die Analyse in Abb. 142 auf der **Dominanzidentität** (Pearson-Korrelation), dh. diese Analyse beruht auf der Präsenz bzw. Absenz und der Dominanz der einzelnen Arten. Verglichen werden die Zikadengemeinschaften der Standorte und man betrachtet stets relative Ähnlichkeiten – es liegt keine Absolutskala vor.

7.2.1.1 Vergleich der Zikadenzönosen auf Basis der Artidentität (Index nach Lance & Williams):

Eine sehr hohe Ähnlichkeit bezüglich des Arteninventars weisen die Flächen OR-H und OR-M auf. Beide Standorte befinden sich auf der Orchideenwiese und werden in gleicher Weise bewirtschaftet – in der Regel eine Mahd pro Jahr im Juli.

Auch die Flächen ST-M1 und ST-M2 weisen eine sehr hohe Arten-Ähnlichkeit auf. Beide Flächen befinden sich in der Stadlau, werden nicht bewirtschaftet und sind dem FFH-Lebensraumtyp 6410 Pfeifengraswiesen (Lebensraumtyp lt. coopNATURA) zugewiesen.

Weiters clustern die Flächen IG-F und IG-M auf recht hohem Ähnlichkeitsniveau. Ein Grund dafür könnte die räumliche Nähe sein. Beide Probeflächen befinden sich im gleichen Moor, im Moor am Iglbach, am Rand des Moorwaldes und sind ca. 300 m voneinander entfernt.

Isoliert mit einer sehr eigenständigen Zikadenfauna zeigt sich der Standort DE-M im Deutschen Haidl. Bei dieser Fläche handelt es sich um das einzig höher gelegene Moor, welches sich auf 1242 m Seehöhe befindet. Die restlichen beprobten Standorte liegen deutlich niedriger auf 590 m bis 835 m.

Betrachtet man die Gruppierung der Flächen auf geringerem Ähnlichkeitsniveau, so weisen die Flächen OR-H, OR-M, SE-F, ST-W und TO-F eine ähnliche Zikadenzönose auf. Die genannten Flächen werden in der Regel ein Mal pro Jahr (im Zeitraum Juli bis September) gemäht und somit relativ gleich bewirtschaftet. Alle anderen untersuchten Flächen (mit Ausnahme der Moarhanslwiese) werden nicht bewirtschaftet. Dh. die bewirtschafteten Flächen unterscheiden sich in der Zikadenfauna von den unbewirtschafteten Flächen. Innerhalb dieser großen Gruppe differenzieren sich die Flächen OR-H, OR-M und SE-F von den Flächen ST-W und TO-F. Die erst genannte Flächengruppe scheint etwas schattiger und feuchter zu sein, da sie alle am Waldrand liegen und dadurch etwas länger beschattet werden. Die Flächen ST-W und TO-F sind aufgrund ihrer Ausrichtung bzw. weiteren Entfernung zum nächstgelegenen Wald etwas sonniger. Das Mikroklima ist eventuell verändert und beeinflusst die Unterschiede in der Zikadenzönose dieser beider Gruppen.

Weiters scheinen die Flächen IG-F, IG-M, SE-M und MO-M auf relativ geringem Ähnlichkeitniveau eine Gruppe zu bilden. Diese vier Flächen liegen in unmittelbarer Nähe zum Wald bzw. werden teilweise von diesem umschlossen. Möglicherweise basiert auch diese Gruppierung der Flächen auf dem veränderten, feuchteren und kühleren Mikroklima, auf welches die Artzusammensetzung der Zikadenzönose reagiert.

Die Flächen ST-M1, ST-M2 und BA-M weisen auf relativ geringem Niveau eine ähnliche Zikadenfauna auf. ST-M1 und ST-M2 sind beides Pfeifengraswiesen (FFH-Lebensraumtyp 6410 lt. coopNATURA). Auch der

beprobte Bereich der Bayrischen Au kann meiner Ansicht nach als Pfeifengraswiese betrachtet werden. Die Probefläche TO-M fällt ebenfalls in die Kategorie Pfeifengraswiese (lt. coopNATURA), liegt in der Clusteranalyse jedoch etwas isolierter von den anderen Flächen dieses Lebensraumtyps vor.

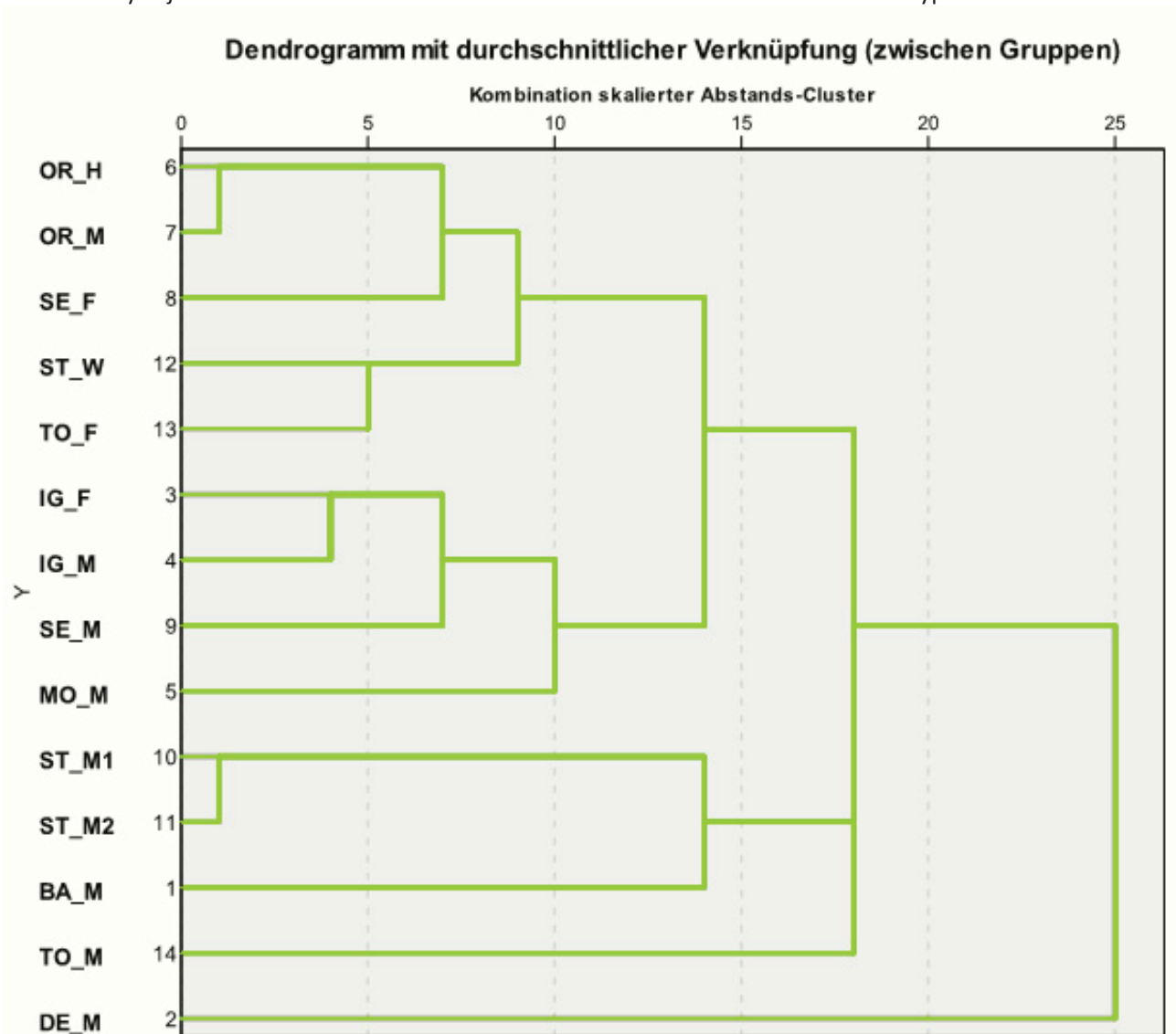


Abb. 141: Ähnlichkeitsanalyse (Dendrogramm) der Zikadenzönosen auf Basis der Artidentität (Index nach Lance & Williams; erstellt mittels SPSS Version 19; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

7.2.1.2 Vergleich der Zikadenzönosen auf Basis der Dominanzidentität (Pearson-Korrelation)

Vergleicht man die Anwesenheit bzw. das Fehlen und die Dominanz der Arten, so scheint die Bewirtschaftungsform eine geringere Rolle zu spielen. Die Dominanz der einzelnen Zikadenarten wird hierbei vorwiegend durch die Dominanz der einzelnen Pflanzenarten bzw. -gattungen auf den Probeflächen bestimmt.

Eine hohe Ähnlichkeit bezüglich der Dominanzidentität der Zikadenzönosen weisen die Flächen BA-M und TO-F, sowie SE-M und ST-M2 auf. Auch IG-M trifft sich mit dem Standortpaar SE-M/ST-M2 auf recht hohem Ähnlichkeitsniveau. Auf all diesen Probeflächen dominiert *Conomelus anceps*, ausgenommen auf IG-M, wo die Art bezüglich ihrer Dominanz aber immer noch an zweiter Stelle liegt. Der Grund dieser Clusterung dürfte auf dem starken Vorkommen von *Juncus effusus*, der Nährpflanze dieser Zikadenart, auf diesen Flächen liegen. Vor allem auf den Flächen BA-M und TO-F war die Nährpflanze augenscheinlich stark vertreten.

Die enge Gruppierung von SE-M und ST-M2 basiert weiters auf dem Hinzukommen von *Muellerianella extrusa* und der tyrphobionten Art *Kelisia vittipennis*. Der Grund liegt vermutlich in dem vermehrten Auftreten der Nährpflanzen. Auf beiden Flächen war *Molinia caerulea* und *Eriophorum* spp. zu finden. Auch die Fläche IG-M weist eine ähnliche Artzusammensetzung der dominanten Arten auf. *Muellerianella extrusa* tritt vor *Conomelus anceps*, *Cicadella viridis* und *Kelisia vittipennis* am häufigsten auf.

Auf recht geringem Ähnlichkeitsniveau clustern die Flächen OR-H und OR-M. Beide Flächen liegen im gleichen Moor, räumlich ca. 150 m voneinander entfernt. Die Vegetationszusammensetzung scheint ähnlich und die beiden Standorte werden gleich bewirtschaftet. Häufige Arten auf diesen Flächen sind ua. *Muellerianella extrusa*, *Muellerianella brevipennis*, *Forcipata forcipata*, *Forcipata citrinella* und *Sorhoanus assimillis*. Nährpflanzen sind auf diesen Flächen ua. *Molinia caerulea*, *Deschampsia cespitosa*, *Carex*- und *Luzula*-Arten.

Die Gruppierung der Flächen SE-F und ST-W beruht maßgeblich auf dem häufigen Vorkommen der Arten *Jassargus pseudocellaris* und *Daltocephalus pulicaris*. Beide Arten ernähren sich von Poaceen. Beide Flächen werden ähnlich bewirtschaftet.

Auf den Flächen IG-F und TO-M ist die dominanteste Art *Kelisia praecox*. Diese Art ernährt sich von *Carex*-Arten, va. von *Carex brizoides*. Weiters kommen auf beiden Flächen die Arten *Cicadella viridis*, *Arthaldeus pascuellus*, *Macustus grisescens* und *Sorhoanus assimillis* in etwas höherer Anzahl vor.

Auch bei dieser Analyse zeigt sich die Fläche DE-M im Deutschen Haidl wieder sehr isoliert. Hier dominiert die Zikadengemeinschaft die vom Aussterben bedrohte Rote-Liste-Art *Sorhoanus xanthoneurus* mit 92,5 % (s. Abb. 140). Wie bereits erwähnt ist dies das einzig höher gelegene Moor, welches bezüglich seines Zustandes zwar als stark kulturbetont, aber dennoch relativ stabil eingestuft wird (lt. OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT in prep.). Auf diesem Standort wurde vor allem das Moorzentrum, mit Torfmoosen und Scheidigem Wollgras (*Eriophorum vaginatum*), sowie die Schlenke mit Schlammsegge (*Carex limosa*) und Teile des umgebenden Moorwaldes mit Heidelbeere (*Vaccinium myrtillus*), Rauschbeere (*Vaccinium uliginosum*), etc. beprobt. *Eriophorum vaginatum* dient als Nährpflanze für *Sorhoanus xanthoneurus*.

Allen beprobten Flächen ist gemeinsam, dass relativ wenige Arten die Zikadenzönosen dominieren und viele Arten in geringen Individuenzahlen vertreten sind.

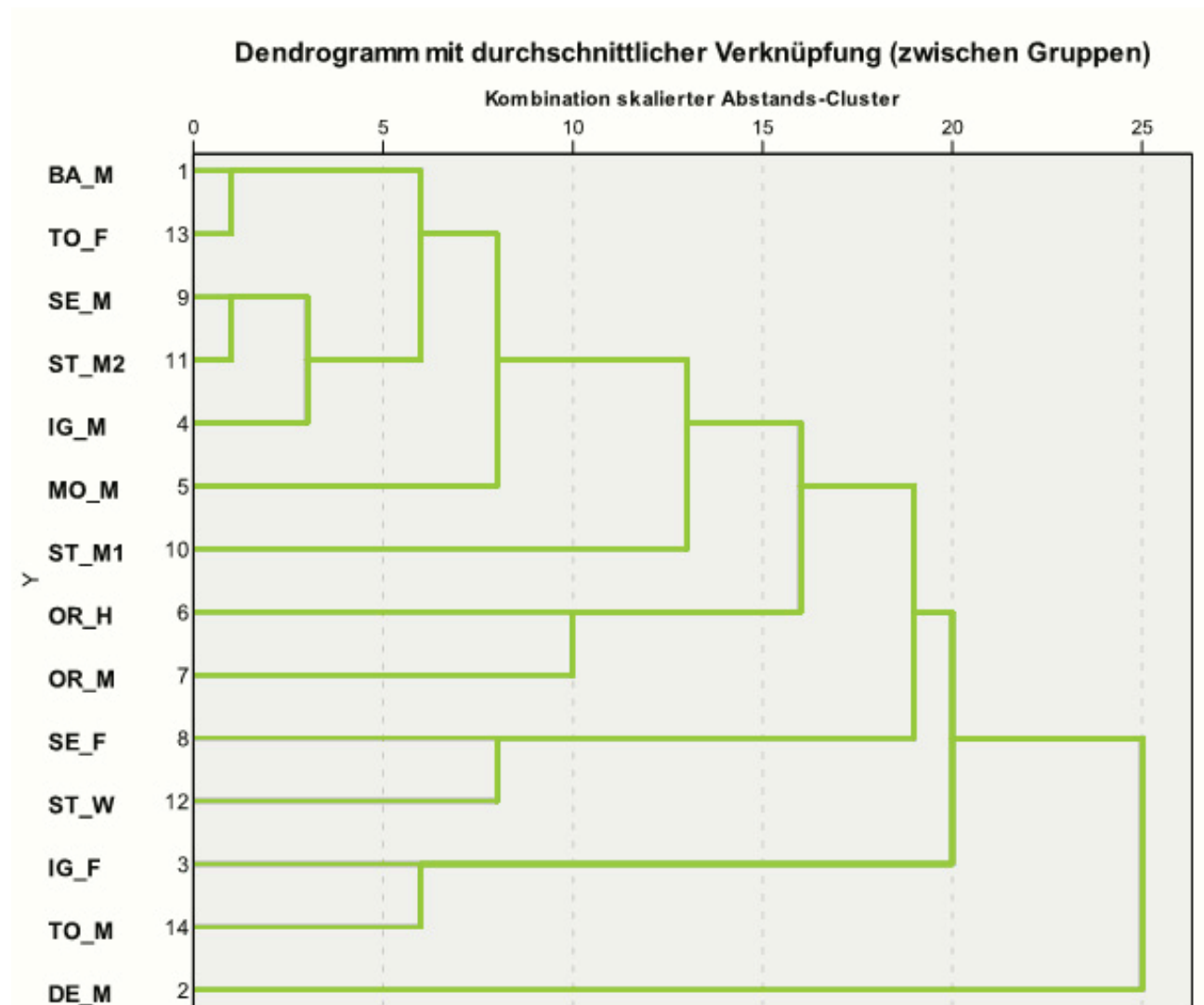


Abb. 142: Ähnlichkeitsanalyse (Dendrogramm) der Zikadenzönosen auf Basis der Dominanzidentität (Pearson-Korrelation; Index nach Lance & Williams; erstellt mittels SPSS Version 19; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

7.3 GESCHÄTZTE GESAMTARTENZAHL

Naturgemäß kann das erfasste Zikadenartenspektrum nur einen Teil der tatsächlichen Zikadenzönose abdecken. Auf Basis einer EstimateS-Schätzung (vgl. COLWELL 2009, COLWELL et al. 2012) der Zikaden-Gesamtindividuenzahlen aller Probeflächen ergibt sich eine geschätzte Gesamtartenzahl von ca. 118 bis 143 zu erwartenden Zikadenarten in den Mooren des Böhmerwaldes. Der Erfassungsgrad durch die vorliegende Arbeit liegt damit bei etwa 80 %. Entfernt man das, hinsichtlich der Artenfauna signifikant artenärmere und in Bezug auf die Artenzusammensetzung deutlich isoliert stehende Deutsche Haidl, ergeben sich dennoch ganz ähnliche Schätzungen: Es ist mit 120 bis 143 Zikadenarten in diesen Mooren zu rechnen.

Zu berücksichtigen ist hierbei, dass in dieser Arbeit die arboricole Fauna faktisch nicht erfasst wurde, diese Arten auch nicht in die Berechnung eingehen und die Schätzung sich daher allein auf die Fauna der Bodenoberfläche und der Krautschicht bezieht.

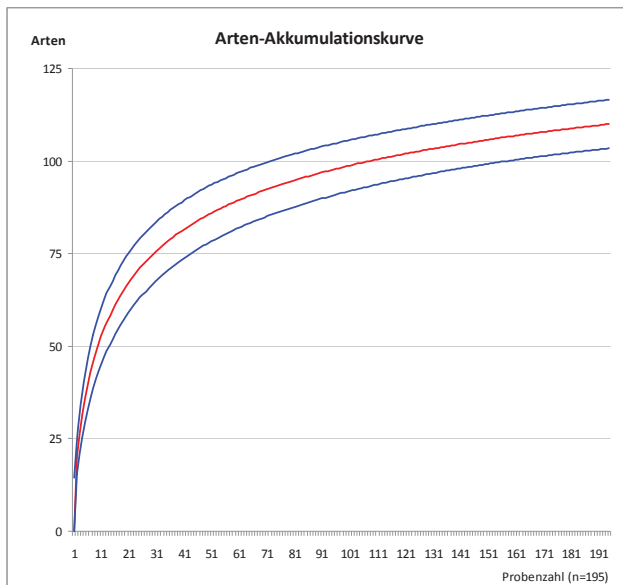


Abb. 143: Arten-Akkumulationskurve (Rarefaction-Kurve) für Zikaden in Mooren des Böhmerwaldes (ohne Deutsches Haidl), ermittelt aus den 195 Einzelproben (Saugproben à 100 Punkte). Dargestellt sind Mittelwert (rot) und 95%-Konfidenzintervalle (blaue Linien). Geschätzt mittels EstimateS 8.2 (COLWELL 2009).

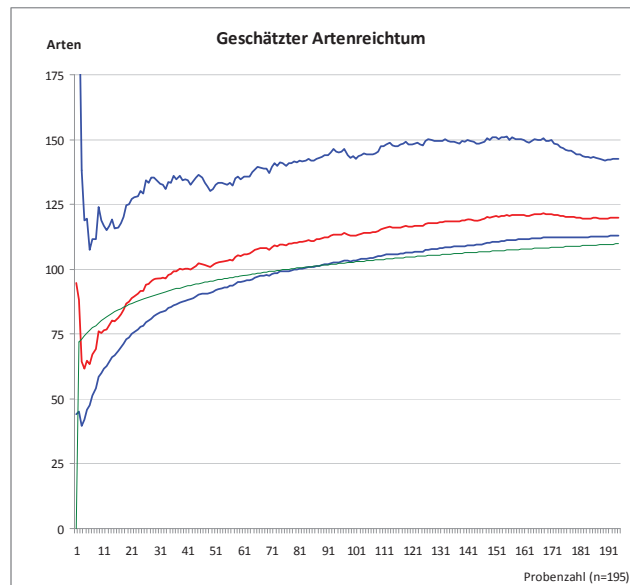


Abb. 144: Geschätzte Gesamtartenzahl der Zikaden in Mooren des Böhmerwaldes (ohne Deutsches Haidl), ermittelt aus den 195 Einzelproben (Saugproben à 100 Punkte). Eingetragen sind der "Chao2"-Schätzwert (rot) einschließlich eines 95%-Konfidenzintervalls (blau) sowie der mittels Michaelis-Menten errechnete Wert (grün). Geschätzt mittels EstimateS 8.2 (COLWELL 2009).

7.4 FEHLENDE TYRPHOBIONTE ZIKADENARTEN

Im Rahmen dieser Arbeit konnten im österreichischen Böhmerwald vier tyrphobionte Zikadenarten nachgewiesen werden: *Cixius similis*, *Kelisia vittipennis*, *Stroggylocephalus livens* und *Sorhoanus xanthoneurus*. Die drei erst genannten Arten wurden auch von NICKEL (2011) im angrenzenden Nationalpark Bayerischer Wald nachgewiesen.

Einige tyrphobionte Arten, die in Mitteleuropa verbreitet sind, fehlen auf den untersuchten Flächen. Dies sind, die nach HOLZINGER (2009a) auch in Österreich vorkommenden Arten, *Nothodelphax albocarinata*, *Nothodelphax distincta*, *Ommatidiotus dissimilis*, *Macrosteles fieberi* und *Psammotettix dubius*. Weitere tyrphobionte Arten, welche in Österreich bisher noch nicht nachgewiesen wurden, aber aus Deutschland bekannt sind, sind *Limotettix atricapillus*, *Javesella simillima* und *Cosmotettix panzeri*. Nachweise der tyrphobionten Arten stammen v.a. aus Mooruntersuchungen Deutschlands. Dazu zählen die Arbeiten von FREESE & BIEDERMANN (2005), HIEBSCH et al. (1978), HILDEBRANDT et al. (1998), NICKEL (2002), NICKEL & GÄRTNER (2009), REMANE & REIMER (1989), SCHIEMENZ (1971, 1975, 1976, 1977) und STRÜBING (1955). Auch in England gibt es zikadenkundliche Untersuchungen in Mooren, wie beispielsweise die Arbeit von ANDREW & RUSHTON (1993).

Grund für das Fehlen dieser Arten im Untersuchungsgebiet kann ihre zoogeographische Verbreitung sein. Möglicherweise beschränkt sich die Verbreitung einiger Arten nur auf das nördliche Europa bzw. auf alpine Moore. Auch das Fehlen von Nährpflanzen im Untersuchungsgebiet spielt eventuell eine Rolle. Naturgemäß umfasst die Untersuchung dieser Arbeit auch nicht alle Moore des Mühlviertels, sondern berücksichtigt nur die Auswahl einiger Flächen. Somit konnte auch nur ein Teil des vorhandenen Zikadenspektrums abgedeckt bzw. mittels Saugfang erfasst werden.

7.5 NATURSCHUTZFACHLICHE BEWERTUNG DER UNTERSUCHTEN MOORE

Im Rahmen dieser Arbeit wurde eine naturschutzfachliche Bewertung der Probeflächen auf Basis der Artgemeinschaften (Zönosen) durchgeführt. Die Definition der Bezugsräume erfolgte nach der dafür vorgeschlagenen Tabelle in HOLZINGER (2010).

Als Bewertungsparameter wurden die Artenzahlen der Rote-Liste-Kategorien CR, EN, VU, NT, LC (inkl. der Erstnachweise Österreichs) und der tyrphobionten Arten herangezogen. Der Bewertungsschlüssel ist in Tab. 49 ersichtlich. Die Abundanz des Bewertungsschlüssels wurde mit über 100 Individuen als „hoch“, und darunter gelegene als „gering“, eingestuft. So wurde auch die Individuenanzahl der jeweiligen Kategorien (s. Abb. 147) berücksichtigt.

Für jene fünf Arten, die im Rahmen dieser Arbeit erstmals für Österreich nachgewiesen werden konnten, werden folgende „vorläufige Gefährdungseinstufungen“ vorgenommen, um sie in die naturschutzfachliche Bewertung integrieren zu können:

Wissenschaftlicher Name	RL-D	RL-CZ	RL-Ö	Begründung
<i>Cicadula rubroflava</i>	R	VU	VU	Diese seltene, an <i>Carex</i> lebende Art ist an feuchtkühle bis moorige Wälder gebunden und wird aufgrund der Lebensraumgefährdung und der geographischen Restriktion analog zu Arten mit ähnlicher Verbreitung als "VU" eingestuft.
<i>Cicadula saturata</i>	3	VU	VU	Auch <i>C. saturata</i> lebt in <i>Carex</i> -Beständen feuchtkühler, allerdings offener Standorte. Aufgrund der Lebensraumgefährdung und der geographischen Restriktion wird auch sie vorläufig als "VU" eingestuft.
<i>Doliotettix lunulatus</i>	-	VU	NT	In Österreich ist diese an feuchte (sub)montane Wälder saurer Standorte gebundene Art wahrscheinlich nur im nördlichen Oberösterreich und evtl. in Salzburg zu erwarten. Sie wird vorläufig in die Kategorie "NT" eingestuft.
<i>Endria nebulosa</i>	R	EN	DD	Diese Art ist in Mitteleuropa einerseits sehr selten, allerdings aufgrund ihrer verborgenen Lebensweise auch schwerer nachweisbar als viele andere Zikadenarten (NICKEL 2003, HOLZINGER 2009b). Im Mühlviertel und vielleicht auch im übrigen nördlichen Voralpenraum könnte sie in geeigneten Lebensräumen daher weiter verbreitet und nur in Ermangelung entsprechender Untersuchungen noch nie nachgewiesen worden sein. Eine vorläufige Rote-Liste-Einstufung ist nicht möglich – daher Kategorie DD.
<i>Eupteryx signatipennis</i>	-	VU	NT	Die ebenfalls monophag an <i>Filipendula ulmaria</i> lebende Art <i>Macrosteles septemnotatus</i> ist in Österreich in der Kategorie "LC". Da <i>E. signatipennis</i> zweifelsfrei wesentlich seltener ist, wird sie vorläufig eine Gefährdungsstufe höher eingestuft.

Tab. 48: Erstmals aus Österreich nachgewiesene Arten und ihre vorläufige Gefährdungseinstufung (RL-D = Gefährdungseinstufung für Deutschland nach NICKEL & REMANE (2002), RL-CZ = Gefährdungseinstufung für Tschechien nach MALENOVSKY & LAUTERER (2005), RL-Ö = vorläufige, eigene Einschätzung der Gefährdung in Österreich; R = extrem selten oder sehr lokal, 3 = gefährdet; EN = stark gefährdet, VU = gefährdet, NT = Vorwarnstufe, DD = Datenlage ungenügend)

Naturschutzfachlicher Wert		gering	lokal	regional	überregional	national
Kriterien	Präsenz von CR-Arten	-	-		mind. 1 in geringer Abundanz	mind. 1 in hoher Abundanz oder mind. 3 in geringer Abundanz
	Präsenz von EN-Arten	-	-	1- 2 Arten in geringer Abundanz	mind 1 in hoher Abundanz oder mind. 3 in geringer Abundanz	mind. 5 Arten
	Präsenz von VU-Arten	-	1- 2 Arten	3-4 Arten	5-25	> 25 Arten
	Präsenz von NT-Arten	-	1-4 Arten	5-25	> 25 Arten	-
	Präsenz von LC-Arten	1-5	6-25	26-50	>50	-
	Anzahl tyrphobionter Arten	-	1-5	> 5	-	-

Tab. 49: Wertzuweisungstabelle: Bewertungsschlüssel für den naturschutzfachlichen Wert auf Basis der Rote-Liste-Arten und der tyrphobionten Arten (CR = vom Aussterben bedroht; EN = stark gefährdet; VU = gefährdet; NT = Vorwarnstufe; LC = ungefährdet nach HOLZINGER 2009a)

Fläche		BA-M	DE-M	IG-F	IG-M	MO-M	OR-H	OR-M	SE-F	SE-M	ST-M1	ST-M2	ST-W	TO-F	TO-M
Kriterien	Arten/Fläche	30	17	42	46	46	43	42	53	45	27	29	47	38	34
	CR	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	EN	3	1	5	5	2	2	3	6	4	3	5	3	1	1
	VU	5	2	5	5	5	2	2	4	6	4	4	2	2	4
	NT	2	2	4	2	3	5	3	6	4	3	3	5	4	3
	LC	18	10	24	30	31	32	32	34	29	15	15	35	29	23
	DD	1	1	3	4	5	2	2	3	2	2	2	2	2	3
	tyrphobionte Arten	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0

Tab. 50: Artenzahlen der Rote-Liste-Kategorien der Probeflächen, herangezogen zur naturschutzfachlichen Bewertung (BA-M = Probefläche auf der Bayerischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau. CR = vom Aussterben bedroht; EN = stark gefährdet; VU = gefährdet; NT = Vorwarnstufe; LC = ungefährdet; DD = Datenlage ungenügend nach HOLZINGER 2009a)

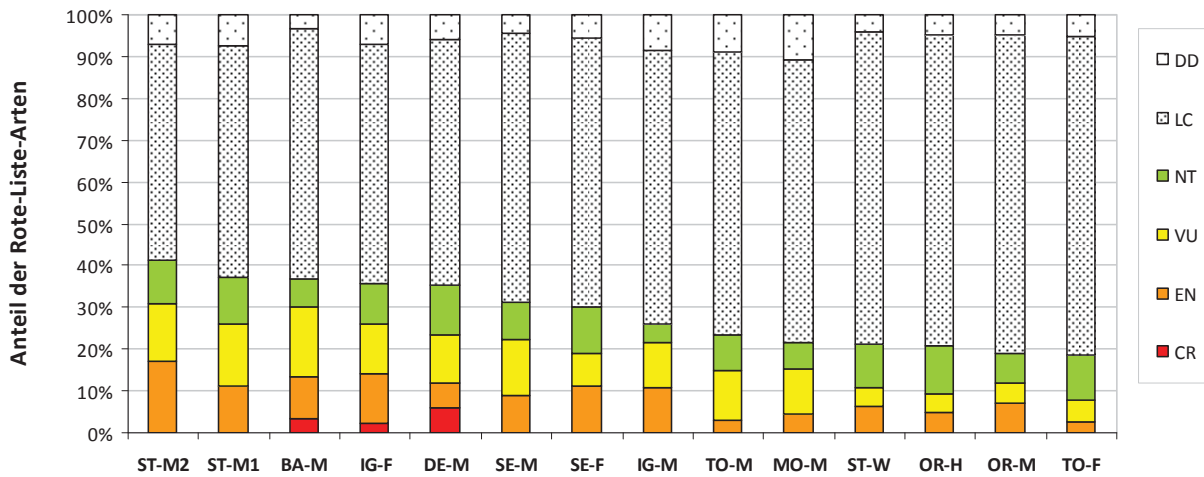


Abb. 145: Prozentueller Anteil der Rote-Liste-Arten auf den untersuchten Flächen unter Berücksichtigung der Artenzahlen (CR = vom Aussterben bedroht; EN = stark gefährdet; VU = gefährdet; NT = Vorwarnstufe; LC = ungefährdet; DD = Datenlage ungenügend nach HOLZINGER 2009a; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

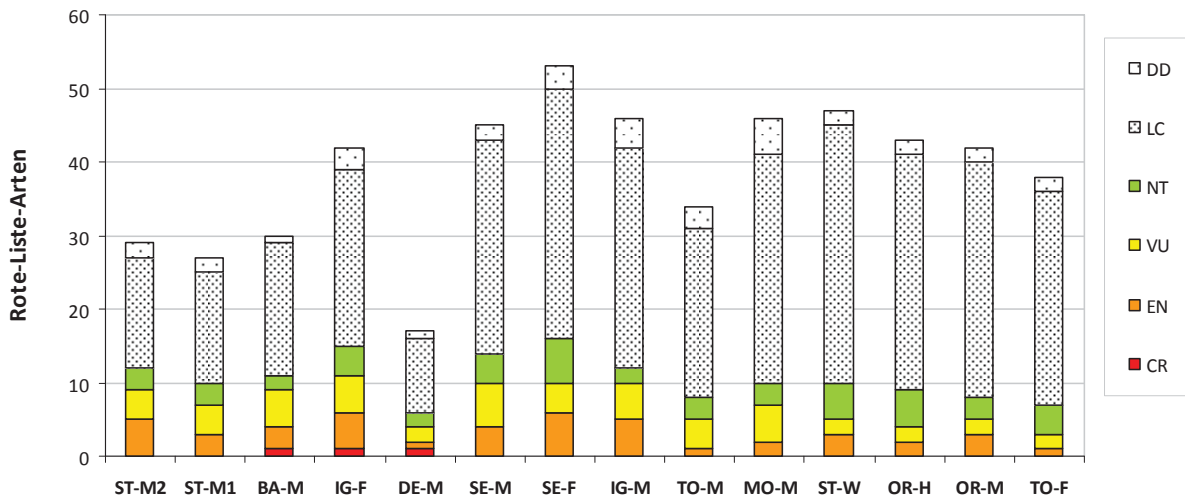


Abb. 146: Absolute Artenzahl der Rote-Liste-Arten auf den untersuchten Flächen (CR = vom Aussterben bedroht; EN = stark gefährdet; VU = gefährdet; NT = Vorwarnstufe; LC = ungefährdet; DD = Datenlage ungenügend nach HOLZINGER 2009a; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

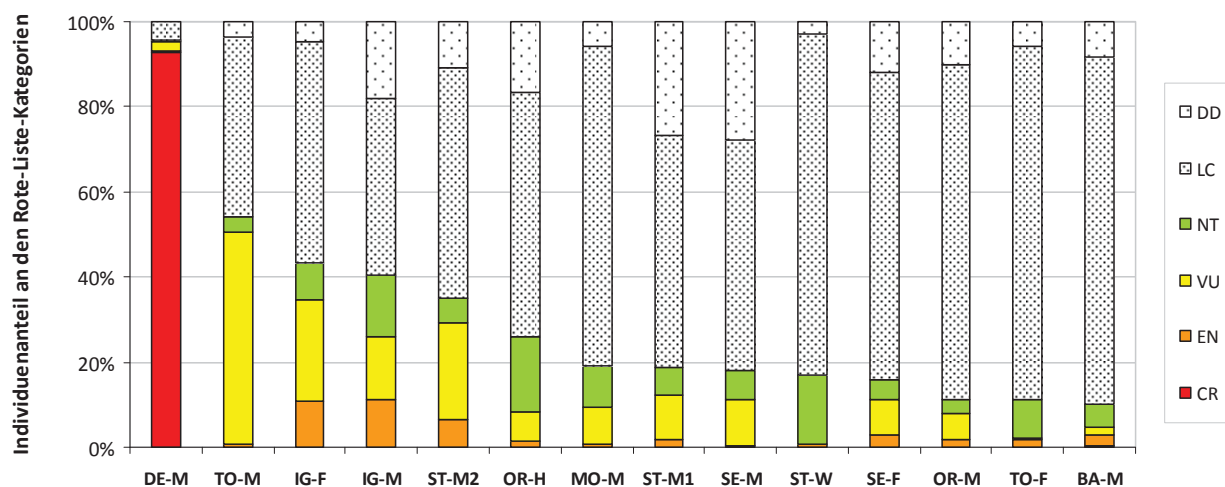


Abb. 147: Prozentueller Individuenanteil der Rote-Liste-Kategorien auf den untersuchten Flächen (CR = vom Aussterben bedroht; EN = stark gefährdet; VU = gefährdet; NT = Vorwarnstufe; LC = ungefährdet; DD = Datenlage ungenügend nach HOLZINGER 2009a; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

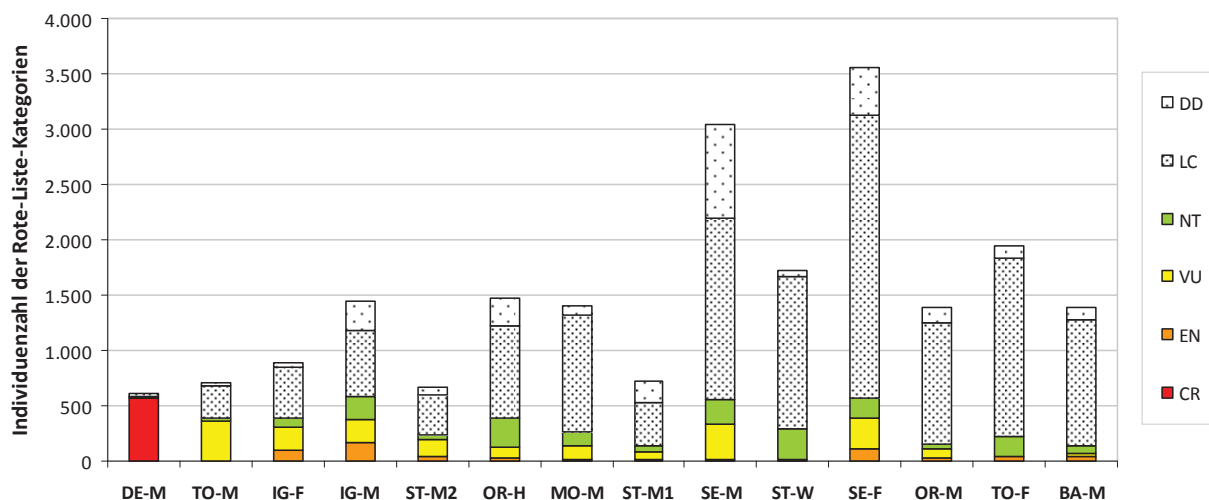


Abb. 148: Individuenverteilung auf die Rote-Liste-Kategorien der untersuchten Flächen (CR = vom Aussterben bedroht; EN = stark gefährdet; VU = gefährdet; NT = Vorwarnstufe; LC = ungefährdet; DD = Datenlage ungenügend nach HOLZINGER 2009a; BA-M = Probefläche auf der Bayrischen Au, DE-M = Probefläche im Deutschen Haidl, IG-F und IG-M = Probeflächen im Moor am Iglbach, MO-M = Probefläche auf der Moarhanslwiese, OR-H und OR-M = Probeflächen auf der Orchideenwiese, SE-F und SE-M = Probeflächen in der Semmelau, ST-M1, ST-M2 und ST-W = Probeflächen in der Stadlau, TO-F und TO-M = Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau)

Die naturschutzfachliche Bewertung, auf Basis der Zikaden ergab, dass **alle Probeflächen zumindest von regionaler Bedeutung** sind. Da es sich bei den beprobten Flächen um ausgewählte Feuchtlebensräume in einem Natura-2000-Gebiet handelt, welche keiner intensiven Bewirtschaftungsform unterliegen, und im Mühlviertel nicht mehr häufig sind, war dies zu erwarten. Einige Flächen sind auch Naturschutzgebiete. Drei Flächen sind von „regionaler“, sechs von „überregionaler“ und fünf von „nationaler“ Bedeutung.

Die beprobten Flächen **OR-H** (Orchideenwiese), **TO-F** und **TO-M** (Mooswiesen-Torfau) sind zikadenkundlich von zumindest **regionaler Bedeutung**. Besonders an der Fläche TO-M ist, dass dort zwei neue Arten für Österreich nachgewiesen werden konnten (*Cicadula rubroflava*, *Eupteryx signatipennis*). Möglicherweise müsste die Fläche TO-M daher noch höher eingestuft werden. Die Fläche OR-H ist zikadenkundlich betrachtet bedeutend für den Böhmerwaldwährend ihr aus botanischer Sicht eine noch höhere Wertigkeit zukommt: sie beherbergt eine bemerkenswerte Population des Holunderknabenkrautes und zudem einen ansehnlichen Bestand der Hartman-Segge.

Für zumindest das Mühlviertel, wahrscheinlich aber auch für Oberösterreich bedeutende Flächen sind **BA-M** (Bayrische Au), **MO-M** (Moarhanslwiese), **OR-M** (Orchideenwiese), **SE-M** (Semmellau), **ST-M1** und **ST-W** (Stadlau). Naturschutzfachlich betrachtet sind diese Gebiete von „**überregionalem**“ Wert. In der Bayrischen Au kommt die vom Aussterben bedrohte Art *Stroggylocephalus livens* vor. Weiters wurden dort drei stark gefährdete und fünf gefährdete Arten nachgewiesen. Für die Einstufung der Moarhanslwiese war die Anwesenheit fünf gefährdeter Arten, und für die Fläche OR-M die Präsenz von drei gefährdeten Arten, ausschlaggebend. Die Fläche SE-M wurde aufgrund von vier stark gefährdeten und fünf gefährdeten Arten in diese Wertigkeitsstufe eingereiht. Die Flächen in der Stadlau (ST-M1, ST-W) sind für das Mühlviertel auch von großer Bedeutung, wobei ST-M1 einen etwas höheren Anteil an Rote-Liste-Arten (s. Abb. 145) aufweist als ST-W.

Am bedeutendsten und in der naturschutzfachlichen Wertigkeitsstufe als „**national**“ bedeutend eingestuft, sind die Moore **DE-M** (Deutsches Haidl), **IG-F** und **IG-M** (Moor am Iglbach), **SE-F** (Semmellau) und **ST-M2** (Stadlau). IG-F und IG-M weisen jeweils fünf stark gefährdete und fünf gefährdete Arten auf. Auch der Individuenanteil der stark gefährdeten Arten ist in diesem Moor relativ hoch (s. Abb. 147). Die Probeflächen SE-F wird aufgrund sechs stark gefährdeter Arten und die Fläche ST-M2 aufgrund fünf stark gefährdeter Arten als sehr wertvolle Fläche eingestuft. Das Deutsche Haidl ist bereits bei der Clusteranalyse als besonderer Standort aufgefallen. Auf dieser Fläche konnte die vom Aussterben bedrohten Art *Sorhoanus xanthoneurus* in sehr hoher Abundanz nachgewiesen werden. Es handelt sich dabei um ein noch relativ intaktes, landschaftlich sehr schönes Hochmoor.

Generell ist zu bemerken, dass diese Bewertung der Flächen nur mittels Zikaden erfolgte und keine anderen Indikatorgruppen verwendet wurden. So kann die zikadenkundliche Beurteilung der Flächen beispielsweise von dem vegetationskundlichen Wert abweichen. Ein Einbeziehen mehrerer Indikatorgruppen und der Vegetation in die Bewertung könnten den naturschutzfachlichen Wert insgesamt anheben. Im Rahmen dieser Untersuchung wurden Einzelflächen aus den jeweiligen Mooren bewertet. Diese stellen naturgemäß nur einen Teilausschnitt des vorgefundenen Lebensraumes dar und sind nicht zwingend repräsentativ für das gesamte jeweilige Moor. Dies ist beispielsweise ersichtlich, wenn mehrere Probeflächen in einem Moor besaugt wurden (zB Stadlau). Dann kommt es vor, dass diese unterschiedliche Wertstufen zugewiesen bekommen. Auch NICKEL & GÄRTNER (2009) schreiben von einer fleckenhaften Verteilung der Moorzikadenarten, obwohl die dazugehörigen Wirtspflanzen oft weit verbreitet sind. Ein weiterer wichtiger Faktor, der bei dieser naturschutzfachlichen Bewertung beachtet werden muss, ist die Methodik. Alle Ergebnisse zeigen ausschließlich die Saugproben (und keine Kescher- bzw. Barberfallen-Proben) und beinhalten somit hauptsächlich Zikaden der Krautschicht und bodennaher Bereiche. Bewohner der Gehölze werden kaum berücksichtigt.

VERZEICHNIS HÄUFIG VERWENDETER ABKÜRZUNGEN

BA-M	Probefläche auf der Bayrischen Au
CR	Critically Endangered, vom Aussterben bedroht (Rote Liste nach Holzinger 2009a)
DD	Data Deficient, Datenlage ungenügend (Rote Liste nach Holzinger 2009a)
DE-M	Probefläche im Deutschen Haidl
EN	Endangered, stark gefährdet (Rote Liste nach Holzinger 2009a)
FFH-RL	Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie
IG-F	Probeflächen im Moor am Iglbach
IG-L	Immissionsschutzgesetz-Luft
IG-M	Probeflächen im Moor am Iglbach
JMW	Jahresmittelwert
LC	Least Concern, ungefährdet (Rote Liste nach Holzinger 2009a)
LGBL	Landesgesetzblatt
MO-M	Probefläche auf der Moarhanslwiese
N	Norden
N2000	Natura 2000 Gebiet
NSG	Naturschutzgebiet
NT	Near Threatened, Vorwarnstufe (Rote Liste nach Holzinger 2009a)
NWR	Naturwaldreservat
O	Osten
OÖ	Oberösterreich
OR-H	Probeflächen auf der Orchideenwiese
OR-M	Probeflächen auf der Orchideenwiese
RE	Regionally Extinct, (in Österreich) ausgestorben (Rote Liste nach Holzinger 2009a)
SE-F	Probeflächen in der Semmelau
SE-M	Probeflächen in der Semmelau
ST-M1	Probeflächen in der Stadlau
ST-M2	Probeflächen in der Stadlau
ST-W	Probeflächen in der Stadlau
TMW	Tagesmittelwert
TO-F	Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau
TO-M	Probeflächen in der Mooswiesen-Torfau
VU	Vulnerable, gefährdet (Rote Liste nach Holzinger 2009a)

- ACHTZIGER, R. (1999): Möglichkeiten und Ansätze des Einsatzes von Zikaden in der Naturschutzforschung. *Reichenbachia* 33 (23): 171-190.
- ACHTZIGER, R., HOLZINGER, W. E., NICKEL, H., NIEDRINGHAUS, R. (2012): Zikaden (Insecta: Auchenorrhyncha) als Indikatoren für die Biodiversität und zur naturschutzfachlichen Bewertung. *Insecta*: in Druck.
- ACHTZIGER, R., NICKEL, H. (1997): Zikaden als Bioindikatoren für naturschutzfachliche Erfolgskontrollen im Feuchtgrünland. *Beiträge zur Zikadenkunde* 1: 3–16.
- ANDREW, J. C., RUSHTON S. P. (1993): The Auchenorrhyncha of an unproved moorland in northern England. *Ecological Entomology* 18: 95-103.
- BAYERISCHES LANDESAMT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (2005): Moortypen in Bayern. Moorentwicklungskonzept Bayern.
http://www.lfu.bayern.de/natur/fachinformationen/moorentwicklungskonzept/moortypen/doc/moortypen_bayern.pdf [zuletzt aufgerufen am 13.01.2011].
- BIEDERMANN, R., NIEDRINGHAUS, R. (2004): Die Zikaden Deutschlands. Bestimmungstabellen für alle Arten. 409 S. Wissenschaftlich Akademischer Buchvertrieb-Fründ, Scheeßel.
- BRANDS, M. (2006): Naturschutzgebiet „Torfau“. Informativ – Ein Magazin des Naturschutzbundes Oberösterreich Nr. 41 (März 2006): 10–11.
- BRAUN-BLANQUET, J. (1964): Pflanzensoziologie. Grundzüge der Vegetationskunde. 3. Aufl. 865 S. Springer Verlag Wien.
- COLWELL, R. K. (2009): EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 8.2. User's Guide and application published at: <http://purl.oclc.org/estimates>.
- COLWELL, R. K., CHAO, A., GOTELLI, N. J., LIN, S.-Y., MAO, C. X., CHAZDON, R. L., LONGINO J. T. (2012): Models and estimators linking individual-based and sample-based rarefaction, extrapolation and comparison of assemblages. *Journal of Plant Ecology* 5(1): 3-21.
- DIERBEN, K., DIERBEN, B. (2001): Moore. Ökosysteme Mitteleuropas aus geobotanischer Sicht. 230 S. Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart.
- DUNZENDORFER, W. (1974): Pflanzensoziologie der Wälder und Moore des oberösterreichischen Böhmerwaldes. *Natur und Landschaftsschutz in Oberösterreich* Bd. 3, 110 S. Trauner Verlag, Linz.
- ENGELMANN, H. D. (1978): Zur Dominanzklassifizierung von Bodenarthropoden. *Pedobiologia* 18: 378-380.
- ENGLEDER, T. (2001): Ein Habitatmodell für den Luchs (*Lynx lynx* L.) in der 3-Länder-Region Böhmerwald. Veranschaulicht mittels Geographischer Informationssysteme sowie einer ergänzenden Akzeptanzsondierung (Meinungsbild) in der Region. <http://beam.to/luchs> [zuletzt aufgerufen am 08.11.2010].
- ENGLEDER, T., GAMERITH, H., MAIR, E., STAUDINGER, M., STRAUCH, M. (2007): Raumeinheit Südliche Böhmerwaldausläufer. *Natur und Landschaft – Leitbilder für Oberösterreich* Bd. 35. Amt der Oö. Landesregierung, Naturschutzabteilung in Zusammenarbeit mit A-V-L Arbeitsgemeinschaft Vegetationsökologie und Landschaftsplanung GmbH. 102 S.

- FISCHER, M. A., ADLER, W., OSWALD, K. (2005): Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol. 2. Auflage. 1380 S. Land Oberösterreich, Biologiezentrum der Oö. Landesmuseen, Linz.
- FREESE, E., BIEDERMANN, R. (2005): Tyrphobionte und tyrphophile Zikaden (Hemiptera, Auchenorrhyncha) in den Hochmoor-Resten der Weser-Ems-Region (Deutschland, Niedersachsen). Beiträge zur Zikadenkunde 8: 5–28.
- FUCHS, K., HACKER, W., PINTERITS, S., SPLECHTNA, B., STRAUCH, M. (2007): Raumeinheit Böhmerwald. Natur und Landschaft – Leitbilder für Oberösterreich Bd. 9. Amt der Oö. Landesregierung, Naturschutzabteilung in Zusammenarbeit mit grün-integral – Techn. Büro für Landschaftsplanung. 74 S.
- GÖTTLICH, K. (Hrsg) (1990): Moor- und Torfkunde. 3. Auflage, 529 S. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung (Nägele u. Obermiller), Stuttgart.
- HAMANN, H. H. F. (1960): Der Monchgraben vor dem Bau der Autobahn – faunistisch-floristische Studie über die warmebegünstigten Hänge und deren Veränderung durch den Autobahnbau, unter Einschluss der umgrenzenden Walder, insbesondere des Schiltnerberges. Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz 1960: 113–244.
- HEYDEMANN, B. (1953): Agrarökologische Probleme, dargetan an Untersuchungen über die Tierwelt der Bodenoberfläche der Kulturfelder. Dissertation Universität Kiel, 76 S.
- HIEBSCH, H., EMMRICH, R., KRAUSE, R. (1978): Zur Fauna einiger Arthropodengruppen des Flächennaturdenkmals "Saugartenmoor" in der Dresdener Heide (Arachnida: Araneae et Opiliones; Homoptera: Cicadelloidea et Psylloidea; Coleoptera: Carabidae, Chrysomelidae et Curculionidae). Entomologische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden 42/3: 211–249.
- HILDEBRANDT, J., ACHTZIGER, R., BIEDERMANN, R., HOLZINGER, W. E., KAMMERLANDER, I., NICKEL, H., WITSACK, W. (1998): Zum Spätsommeraspekt der Zikadenfauna von Feuchtbiotopen und Hochmoor-Renaturierungsflächen im ostfriesischen Raum (Niedersachsen; Ins.: Auchenorrhyncha). Beiträge zur Zikadenkunde 2: 71–78.
- HOLLIER, J. A., MACZEY, N., MASTERS, G. J., MORTIMER, S. R. (2005): Grassland leafhoppers (Hemiptera: Auchenorrhyncha) as indicators of habitat condition – a comparison of between-site and between-year differences in assemblage composition. Journal of Insect Conservation 9: 299–307.
- HOLZINGER, W. E. (1999): Rote Liste der Zikaden Kärntens (Insecta: Auchenorrhyncha). In: Rottenburg, T., Wieser, C., Mildner, P., Holzinger, W. E. (Red.): Rote Listen gefährdeter Tiere Kärntens. Naturschutz in Kärnten 15: 425–450.
- HOLZINGER, W. E. (2009a): Rote Liste der Zikaden (Hemiptera: Auchenorrhyncha) Österreichs. In: Zulka, K. P. (Red.): Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs. Checklisten, Gefährdungsanalysen, Handlungsbedarf. Teil 3: Flusskrebse, Köcherfliegen, Skorpione, Weberknechte, Zikaden. Grüne Reihe des Lebensministeriums Bd. 14/3, Böhlau Verlag, Wien, Köln, Weimar: 41–318.
- HOLZINGER, W. E. (2009b): Auchenorrhyncha (Insecta). In: Schuster, R. (Hrsg.): Checklisten der Fauna Österreichs, No. 4, Verlag der Österreichischen Akademie der Wissenschaften, Wien: 41–100.
- HOLZINGER, W. E. (2010): Tierökologisch orientierte Flächenbewertung im Naturschutz. Linzer biologische Beiträge 42/2: 1481–1493.
- HOLZINGER, W. E., KAMMERLANDER, I., NICKEL, H. (2003): The Auchenorrhyncha of Central Europe – Die Zikaden Mitteleuropas. Vol.1: Fulgoromorpha, Cicadomorpha excl. Cicadellidae. 673 S. Brill Academic Publishers, Leiden.

- HOLZINGER, W. E., NICKEL, H. (2008): Zikaden (Hemiptera: Auchenorrhyncha) als Erfolgsindikatoren der Beweidungsmaßnahmen im Nationalpark Neusiedler See – Seewinkel. *Abhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Österreich* 37: 181-198.
- HOLZINGER, W. E., NOVOTNY, V. (1998): Die Zikadenfauna (Homoptera, Auchenorrhyncha) des Pürgschachener Moores (Steiermark, Österreich). *Beiträge zur Zikadenkunde* 2: 53–56.
- HUBLEIN M., KIENER, H., HARTL, K., HOFMEISTER, J., MÜLLER, T., KRENOVÁ, Z., SCHMELLER, A., STRUNZ, H., VALENTA, M., ZELENKOVÁ, E. (2007): Europas Wildes Herz – Natura 2000 – Nationalparke Šumava und Bayerischer Wald. 76 S. Amt für Landwirtschaft und Forsten Landbau a. d. Isar, Nationalparkverwaltung Bayerischer Wald, Nationalparkverwaltung Šumava, Regierung von Niederbayern – Höhere Naturschutzbehörde.
- HUTTER, C.-P., KAPFER, A., POSCHLOD, P. (1997): Sümpfe und Moore. Biotope erkennen, bestimmen, schützen. 135 S. Weitbrecht Verlag in K. Thienemanns Verlag, Stuttgart – Wien – Bern.
- JOOSTEN, H., CLARKE, D. (2002): Wise use of mires and peatlands. International Peat Society, Saarijärvi, Finland: 1–303.
- KUNZ, G., NICKEL H., NIEDRINGHAUS, R. (2011): Fotoatlas der Zikaden Deutschlands – Photographic Atlas of the Planthoppers and Leafhoppers of Germany. 293 S. Wissenschaftlich Akademischer Buchvertrieb – Fründ, Scheeßel.
- KOHL, H. (2000): Das Eiszeitalter in Oberösterreich. Abriss einer Quartärgeologie von Oberösterreich. 487 S. Oberösterreichischer Musealverein, Linz.
- KRISAI, R., SCHMIDT, R. (1983): Die Moore Oberösterreichs. *Natur- und Landschaftsschutz in Oberösterreich* Bd. 6, 298 S. Trauner Druck, Linz.
- KRISAI, R. (2005): Moore in Oberösterreich – Entstehung und heutiger Zustand. In: Steiner G. M. (Red.): *Moore von Sibirien bis Feuerland*. *Stapfia* 85, Linz: 41–54.
- LAND OBERÖSTERREICH (Hrsg.) (o.J.a): Digitale Karten, Daten und fachliche Grundlagen. NaLa – Leitbilder für Natur und Landschaft. Raumeinheiten – pdf-Karte. http://www.land-oberoesterreich.gv.at/cps/rde/xchg/SID-C6D91677-64C31FFD/ooe/hs.xsl/44368_DEU_HTML.htm [zuletzt aufgerufen am 11.11.2010].
- LAND OBERÖSTERREICH (Hrsg.) (o.J.b): Luft, Klima. Dokumentation der Luftgüterüberwachung. Beschreibung der Messstationen – Schöneben (S420). http://www.land-oberoesterreich.gv.at/cps/rde/xchg/SID-99BC7F90-34F97B3E/ooe/hs.xsl/14977_DEU_HTML.htm [zuletzt aufgerufen am 30.10.2010].
- LAND OBERÖSTERREICH (Hrsg.) (o.J.c): Luft, Klima. Dokumentation der Luftgüterüberwachung. <http://www1.land-oberoesterreich.gv.at/umwelt/luft/luftguet/pdf/2001/s420.pdf> [zuletzt aufgerufen am 27.10.2010].
- LEBENSMINISTERIUM (Hrsg.) (o.J.): Bodenschutz. Podsol – Boden des Jahres 2007. <http://land.lebensministerium.at/article/articleview/58869/1/4988> [zuletzt aufgerufen am 08.02.2011].
- LEISING, S. (1977): Über Zikaden des zentralalpinen Hochgebirges (Obergurgl, Tirol), Veröffentlichung der Uni Innsbruck 107, *Alpin-Biologische Studien* 9: 1–69.
- MALENOVSKY, I., LAUTERER, P. (2005): Auchenorrhyncha (Křiši). In: Farkač, J., Kral, D., Škorpík, M. (Hrsg.): *Červený seznam ohrožených druhů České republiky. Bezobratlí*. [Rote Liste gefährdeter Arten der Tschechischen Republik. Wirbellose.] *Agentura ochrany přírody a krajiny ČR, Praha*: 147–155.

- NATIONALPARK BAYERISCHER WALD (Hrsg.) (o.J.): Wir über uns. <http://www.nationalpark-bayerischer-wald.de/wir/index.htm> [zuletzt aufgerufen am 24.01.2011].
- NATIONALPARKS- UND LANDSCHAFTSSCHUTZGEBIETSVERWALTUNG ŠUMAVA (Hrsg.) (o.J.): Die Natur – Basic Informationen. <http://www.npsumava.cz/en/5261/sekce/basic-informationen/> [zuletzt aufgerufen am 21.12.2010].
- NATURPARK BAYERISCHER WALD (Hrsg.) (o.J.): Naturpark. <http://www.naturpark-bayer-wald.de/> [zuletzt aufgerufen am 24.01.2011].
- NATURSCHUTZBUND ÖSTERREICH (Hrsg.) (o.J.): Grünes Band. http://www.naturschutzbund.at/aktivitaeten/Projekte/gruenes_band/gruenes_band/articles/das-gruene-band-ist-europas-vision-des-groessten-und-laengsten-biotopsystems-der-welt.html [zuletzt aufgerufen am 21.12.2010].
- NATURSCHUTZVEREIN HÖRFELD-MOOR (Hrsg.) (2000): Das Hörfeld-Moor. Naturjuwel in der Norischen Region. 255 S. Kärntner Druck- und Verlagsges.m.b.H., Klagenfurt.
- NICKEL, H. (2002): Die Zikadenfauna der Hochmoore im Thüringer Wald heute und vor 25 Jahren (Hemiptera, Auchenorrhyncha). Naturschutzreport 19: 116–138.
- NICKEL, H. (2003): The Leafhoppers and Planthoppers of Germany (Hemiptera, Auchenorrhyncha): Patterns and strategies in a highly diverse group of phytophagous insects. 460 S. Pensoft Publishers, Sofia-Moscow.
- NICKEL, H. (2004): Rote Liste gefährdeter Zikaden (Hemiptera, Auchenorrhyncha) Bayerns. Schriftenreihe des Bayerischen Landesamtes für Umweltschutz 166: 59-67.
- NICKEL, H. (2011): Zikaden (Hemiptera: Auchenorrhyncha). In: Nationalparkverwaltung Bayerischer Wald (Hrsg.): Biologische Vielfalt im Nationalpark Bayerischer Wald. Sonderband der Wissenschaftlichen Schriftenreihe des Nationalparks Bayerischer Wald, Grafenau: 141–144.
- NICKEL, H., GÄRNTER, B. (2009): Tyrphobionte und tyrphophile Zikaden (Hemiptera, Auchenorrhyncha) in der Hannoverschern Moorgeest – Biotopspezifische Insekten als Ziegerarten für den Zustand von Hochmooren. Telma 39: 45-74.
- NICKEL, H., HILDEBRANDT, J. (2003): Auchenorrhyncha communities as indicators of disturbance in grasslands (Insecta, Hemiptera) – a case study from the Elbe flood plains (northern Germany). Agriculture, Ecosystems and Environment 98: 183–199.
- NICKEL, H., HOLZINGER, W. E., WACHMANN, E. (2002): Mitteleuropäische Lebensräume und ihre Zikadenfauna (Hemiptera: Auchenorrhyncha). In: Holzinger, W., Gusenleitner, F. (Red.): Zikaden – Leafhoppers, Planthoppers and Cicadas (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha). Denisia 4, Linz: 279–328.
- NICKEL, H., REMANE, R. (2002): Artenliste der Zikaden Deutschlands, mit Angabe von Nährpflanzen, Nahrungsbreite, Lebenszyklus, Areal und Gefährdung (Hemiptera, Fulgoromorpha et Cicadomorpha). Beiträge zur Zikadenkunde 5: 27-64.
- OBERHAUSER, R. (Red.) (1980): Der geologische Aufbau Österreichs. 699 S. Springer-Verlag, Wien New York.
- ÖKOTEAM (2006): Tierische Endemiten im Nationalpark Gesäuse. Vorkommen ausgewählter endemischer und subendemischer Vorkommen im Nationalpark. – Unveröffentlichter Projektzwischenbericht im Auftrag der Nationalpark Gesäuse GmbH, 36 S.

- ÖNJ-HASLACH (Hrsg) (o.J.): Ökoinseln. <http://www.boehmerwaldnatur.at/> [zuletzt aufgerufen am 19.04.2011].
- ÖNJ-HASLACH (Hrsg) (2000): Die Torf-Au mit der Berdetschläger Bauernmühle. Kulturlandschaft der besonderen Art. 70 S. Rohrbacher Druckerei, Rohrbach.
- OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (Hrsg.) (2009): Moore – Erhaltung und Sanierung. Positionspapier. 33 S. [http://www.ooe-umweltanwaltschaft.at/xbcr/SID-9934DD49-8E23481F/Text\(5\).pdf](http://www.ooe-umweltanwaltschaft.at/xbcr/SID-9934DD49-8E23481F/Text(5).pdf) [zuletzt aufgerufen am 13.01.2011].
- OÖ. UMWELTANWALTSCHAFT (in prep.): MEK – Moorentwicklungskonzept Oberösterreich – Erhalt, Sanierung, Regeneration. Projekt der Oö. Umweltanwaltschaft, Linz.
- OSSIANNILSSON, F. (1949): Insect drummers. A study on the morphology and function of the soundproducing organ of Swedish Homoptera Auchenorrhyncha. Opuscula entomologica. Supplement 10: 1–146.
- OSSIANNILSSON, F. (1978): The Auchenorrhyncha (Homoptera) of Fennoscandia and Denmark Part 1: Introduction, infraorder Fulgoromorpha. Fauna entomologica scandinavica 7(1): 1-222.
- OSSIANNILSSON, F. (1981): The Auchenorrhyncha (Homoptera) of Fennoscandia and Denmark Part 2: The Families Cicadidae, Cercopidae, Membracidae, and Cicadellidae (excl. Deltocephalinae). Fauna entomologica scandinavica 7(2): 223-593.
- OSSIANNILSSON, F. (1983): The Auchenorrhyncha (Homoptera) of Fennoscandia and Denmark Part 3: The Family Cicadellidae: Deltocephalinae, Catalogue, Literature and Index. Fauna entomologica scandinavica 7(3): 594–978.
- ÖSTERREICHISCHE NATURSCHUTZJUGEND HASLACH (1992): Öko-Text. Natur ohne Grenzen. Natur, Kulturland und Leben an der oberösterreichisch-böhmischen Grenze vor, während und nach dem Bestehen des „Eisernen Vorhanges“. Eine Projektstudie der Österreichischen Naturschutzjugend Haslach 1989–1991. 1. Auflage, 157 S. Österreichische Gesellschaft für Natur- und Umweltschutz (ÖGNU), Wien.
- OTT, C., OBERWALDER, J., THURNER, B., CSAR, D., GUMPINGER, C., ENGLER, T., REITER, G., TRAUTNER, J., RIEZE, J., STRAUß-WACHSENEGGER, G., GUTTMANN, S., HACKER, W. (2011): Europaschutzgebiet Böhmerwald und Mühltäler. Managementplan Bd. 1, 476 S. Amt der Oberösterreichischen Landesregierung, Abt. Naturschutz, Linz.
- PAILL, W., MAIRHUBER, C., ZULKA, K. P., TRAUTNER, J., RIETZE, J. (2006): Verbreitung und Schutz der prioritären FFH-Art *Carabus menetriesi pacholei* (Hochmoorlaufkäfer) in Oberösterreich. 53 S. Amt der Oö. Landesregierung, Naturschutzabteilung, Linz.
- PÖSTINGER, M., REIMOSER, L. (2008): MEK – Moorentwicklungskonzept Oberösterreich. Erhalt – Sanierung – Regeneration. Aufnahmeschlüssel für die Erhebung der Moore in Oö. 14 S. Oö. Umweltanwaltschaft, Linz.
- REMANE, R., REIMER, H. (1989): Im NSG "Rotes Moor" durch Wanzen (Heteroptera) und Zikaden (Homoptera, Auchenorrhyncha) genutzte und ungenutzte "ökologische Lizenzen" im Vergleich zu anderen Mooren und der übrigen Rhön. Telma Beiheft 2: 149-172.
- REMANE, R., WACHMANN, E. (1993): Zikaden – kennenlernen, beobachten. 288 S. Naturbuch Verlag, Augsburg.
- SCHEUCHENPFLUG, A. (1988): Die Bayrische Au bei Aigen – ein „entomologisches Abenteuer“. ÖKO-L – Zeitschrift für Ökologie, Natur- und Umweltschutz 10/3–4 (1988): 33–37.

- SCHIEMENZ, H. (1971): Die Zikadenfauna (Homoptera Auchenorrhyncha) der Erzgebirgshochmoore. Zool. Jb. Syst. Ökol. Geogr. Tiere 98: 397-417.
- SCHIEMENZ, H. (1975): Die Zikadenfauna der Hochmoore im Thüringer Wald und im Harz (Homoptera, Auchenorrhyncha). Faunistische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde Dresden 5/7: 215-233.
- SCHIEMENZ, H. (1976): Die Zikadenfauna von Heide- und Hochmooren des Flachlandes der DDR (Homoptera, Auchenorrhyncha). Faunistische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden 6/4: 39-54.
- SCHIEMENZ, H. (1977): Die Zikadenfauna der Waldwiesen, Moore und Verlandungssümpfe im Naturschutzgebiet Serrahn (Homoptera, Auchenorrhyncha). Faunistische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden 6/26: 297-304.
- SONNLEITNER A. (1987): Der Böhmerwald. Seele und Pulsschlag einer Landschaft. 2. Auflage, 96 S. Landesverlag, Linz.
- SUCCOW, M., JOOSTEN, H. (2001): Landschaftsökologische Moorkunde. 2. Auflage, 522 S. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung (Nägele u. Obermiller), Stuttgart.
- STEINER, G. M. (1992): Österreichischer Moorschutzkatalog. 4. Auflage, Grüne Reihe des Bundesministeriums für Umwelt, Jugend und Familie Bd. 1, 509 S. Styria Medien Service (Verlag Ulrich Moser), Graz.
- STEINER, G. M. (2005a): Moore sind In: Steiner, G. M., Pfosser, M. (Red.): Moore von Sibirien bis Feuerland. Stapfia 85, Linz: 1–4.
- STEINER, G. M. (2005b): Die Moorverbreitung in Österreich. In: Steiner, G. M., Pfosser, M. (Red.): Moore von Sibirien bis Feuerland. Stapfia 85, Linz: 55–96.
- STEINER, G. M. (2005c): Moortypen. In: Steiner, G. M., Pfosser, M. (Red.): Moore von Sibirien bis Feuerland. Stapfia 85, Linz: 5–26.
- STEINER, G. M. (2005d): Zum Verständnis der Ökohydrologie von Hochmooren. In: Steiner, G. M., Pfosser, M. (Red.): Moore von Sibirien bis Feuerland. Stapfia 85, Linz: 27–39.
- STEWART, A. J. A. (2002): Techniques for sampling Auchenorrhyncha in grasslands. In: Holzinger, W., Gusenleitner, F. (Red.): Zikaden – Leafhoppers, Planthoppers and Cicadas (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha). Denisia 4, Linz: 491–512.
- STIFT SCHLÄGL (Hrsg) (o.J.): Forst; Unsere Ziele; Bewirtschaftung im Spannungsfeld Ökologie – Ökonomie. <http://www.stift-schlaegl.at/prodon.asp?peco=&Seite=373&Lg=1&Cy=1&UID=> [zuletzt aufgerufen am 21.12.2010].
- STRÜBING, H. (1955): Beiträge zur Ökologie einiger Hochmoorzikaden (Homoptera – Auchenorrhyncha). Österreichische zoologische Zeitschrift Bd. 6, 3/5: 566-596.
- TRAXLER, A., MINARZ, E., ENGLISCH, T., FINK, B., ZECHMEISTER, H., ESSL, F. (2005): Rote Liste der gefährdeten Biotoptypen Österreichs. Moore, Sümpfe und Quellfluren; Hochgebirgsrasen, Polsterfluren, Rasenfragmente und Schneeböden; Äcker, Ackerraine, Weingärten und Ruderalfluren; Zwergstrauchheiden; Geomorphologisch geprägte Biotoptypen. Umweltbundesamt, Monographien M-174. 286 S. Neuer Wissenschaftlicher Verlag GmbH, Wien.

UHL, H. (2009): Wiesenvögel in Oberösterreich 2008. Ergebnisse der landesweiten Bestandserhebungen 1994 bis 2008 und Naturschutzbezüge. Unpublizierter Projektbericht April 2009. 90 S. Schlierbach. <http://naturundmensch.jimdo.com/publikationen-berichte/> [zuletzt aufgerufen am 10.12.2011].

WAGNER, W. (1961): Nachtrage zu Band II. 1. Berichtigungen zum Kapitel „Homoptera Auchenorrhyncha (Zikaden)“. In: Franz, H. (Hrsg.): Die Nordostalpen im Spiegel ihrer Landtierwelt. Bd. 2. Universitätsverlag Wagner, Innsbruck: 790.

WIESER, C., KOFLER, A., MILDNER, P. (1995): Naturführer Sablatnigmoor. 248 S. Verlag des Naturwissenschaftlichen Vereines für Kärnten, Klagenfurt.

Internetquellen:

wikipedia 1 http://de.wikipedia.org/w/index.php?title=Datei:Topo_boehmerwald_engleder.jpg&filetimestamp=20070830095328 [zuletzt aufgerufen am 21.12.2010]

wikipedia 2 http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/f/f4/Gliederung_der_Varisziden_in_Mitteleuropa.jpg [zuletzt aufgerufen am 25.10.2010]

wikipedia 3 http://de.wikipedia.org/w/index.php?title=Datei:Karte_Europa_Gr%C3%BCnes_Band.png&filetimestamp=20080309110512 am 21.12.2010

bayerwaldler http://www.bayerwaldler.de/bilder_2009/baywald077.htm am 12.12.2011

wanderwunderwelt <http://www.wanderwunderwelt.at/steinernesmeer.htm> am 12.12.2011

Zur Verfügung gestelltes Datenmaterial:

Daten der Messstation Schöneben: Amt der Oö. Landesregierung, Direktion Umwelt- und Wasserwirtschaft, Abteilung Umweltschutz

Moorentwicklungskonzept (shp-files): Umweltschutzamt Oberösterreich

Orthofotos: Amt der Oö. Landesregierung, Direktion Straßenbau und Verkehr, Abteilung Geoinformation und Liegenschaft / DORIS – Digitales Oberösterreichisches Rauminformationssystem

shp-files zur Schutzgut-Kartierung: coopNATURA

shp-files zur Biotopkartierung: grün integral

