

ZÜRCHER HOCHSCHULE FÜR ANGEWANDTE WISSENSCHAFTEN
DEPARTEMENT LIFE SCIENCES UND FACILITY MANAGEMENT
INSTITUT FÜR UMWELT UND NATÜRLICHE RESSOURCEN

Untersuchung der Vegetation im renaturierten Flachmoor Jufplaun (Biosfera Val Müstair)



Bachelorarbeit von

Bellwald Zoë, Bachelorstudiengang UI18

Abgabedatum 10.01.2023

Studienrichtung Umweltingenieurswesen

Fachkorrektoren:

Prof. Dr. Dengler, Jürgen

ZHAW Life Sciences und Facility Management, Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen,
Schloss, 8820 Wädenswil

Babbi Manuel

ZHAW Life Sciences und Facility Management, Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen,
Schloss, 8820 Wädenswil

Danksagung

Gerne nutze ich hier die Gelegenheit, um Linda Feichtinger (Leiterin Wissensmanagement, Biosfera Val Müstair) für die Unterstützungen während der Feldaufnahmen und danach sowie für die Organisation der Unterkunft in Tschierv zu danken. Des Weiteren möchte ich Hallie Seiler (Wissenschaftliche Assistentin, ZHAW) und Dr. Daniel Hepenstrick (Wissenschaftlicher Mitarbeiter, ZHAW) für die hilfreiche Unterstützung bei der Bestimmung der Moose danken. Mein Dank gebührt ausserdem Prof. Dr. Jürgen Dengler (Leitung Forschungsgruppe Vegetationsökologie, ZHAW) für die Bestimmung der gesammelten Flechten sowie der Betreuung während der Erstellung der Bachelorarbeit. Auch möchte ich Pio Pitsch (Bauleiter der Massnahmen, ecowert) und Peter Staubli (Bauleiter des Renaturierungsprojekts, Beck & Staubli) für den hilfreichen Informationsaustausch danken.

Titelbild:

Zoë Bellwald (eigene Aufnahme), Jufplaun

Schlüsselwörter (Keywords):

Biosfera Val Müstair, Diversitätsindizes, Flachmoor, Jufplaun, Renaturierung, Vegetationsaufnahme, Vegetationsentwicklung, Vegetationsklassifizierung, Zeigerwerte

Zitiervorschlag:

Bellwald, Z. (2023). Untersuchung der Vegetation im renaturierten Flachmoor Jufplaun (Biosfera Val Müstair). Bachelorarbeit, Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften (ZHAW), Departement Life Sciences und Facility Management, Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen, Wädenswil

Institut:

Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften, Departement Life Sciences und Facility Management, Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen

Adresse:

Zoë Bellwald, Seestrasse 17, 8820 Wädenswil, zoe.bellwald@bluewin.ch

Kurzfassung

Flachmoore sind gesetzlich geschützt und sollen nicht an Fläche und Qualität verlieren. Deswegen werden vielerorts Renaturierungen unternommen, so auch 2013 in Jufplaun (GR). In dieser Arbeit soll überprüft werden, wie sich die Vegetation im Flachmoor Jufplaun seit der Renaturierung entwickelt hat und ob die Vegetation und das Wasserregime einem natürlichen Flachmoor entsprechen. Das Flachmoor, welches auf 2'200 m ü.M. liegt, wurde renaturiert, da es zu Zeiten des Zweiten Weltkrieges entwässert wurde. Im Juli 2023 wurden 35 Vegetationsaufnahmen (Flechten, Moose, Gefässpflanzen) à 10 m² durchgeführt, wobei 30 Aufnahmeflächen im Abstand von ca. 50 m regelmässig im Untersuchungsgebiet verteilt wurden und fünf zusätzliche Aufnahmeflächen in unterrepräsentierten Lebensräumen angelegt wurden. Anhand der erhobenen Gefässpflanzen wurde mit dem modifizierten TWINSPAN-Algorithmus eine Vegetationsklassifikation durchgeführt, woraufhin eine synoptische Tabelle mit Stetigkeitswerten und phi-Werten erstellt werden konnte. Auf Grundlage dieser Tabelle wurde anschliessend ein Kartierschlüssel mit Charakter- und Differentialarten für die Lebensraumkartierung erstellt. Zudem wurden die Unterschiede der berechneten, linear gewichteten, mittleren Zeigerwerte, der Diversitätsindizes sowie der erhobenen Umweltparameter zwischen den Vegetationseinheiten anhand einer einfaktoriellen Varianzanalyse statistisch ausgewertet. Die syntaxonomische Zuordnung erfolgte durch den Vergleich der synoptischen Tabelle und der Umweltparameter mit der entsprechenden Literatur. Es wurden fünf Gesellschaften ermittelt, welche sich höchst signifikant im Grundwasserstand, der Feuchtezahl, der Reaktionszahl und in ihrer Artenzahl unterschieden. Diese Gesellschaften wurden in die Verbände *Caricion atrofusco-saxatilis*, *Caricion davallianae*, *Magnocaricion elatae*, *Nardo-Juncion squarrosi* und in einen Mischlebensraum zwischen dem *Caricion davallianae* und dem *Seslerion caeruleae* eingeordnet. Im Vergleich zu der Vegetationskartierung von Koch (1998) kann von einer deutlichen Zunahme der Moor-Verbände ausgegangen werden, wobei eine Überprüfung ihrer Entwicklung in einigen Jahren empfehlenswert ist. Die Zeigerwerte sowie die gemessenen Grundwasserstände sprechen für eine erfolgreich wiederhergestellte Hydrologie im Flachmoor Jufplaun.

Abstract

Fens are protected by law and should not diminish in size, therefore renaturation is being undertaken in many places, as was the case in Jufplaun (GR) in 2013. The aim of this study is to examine how the vegetation of the Jufplaun fen has developed since the renaturation, and whether the vegetation and the water regime correspond to a natural fen. The fen, which is located at 2'200 m asl, had to be renaturated because it was drained during the Second World War. In July 2023, 35 vegetation surveys (lichens, mosses, vascular plants) of 10 m² each were conducted, with 30 survey plots regularly spaced at approximately 50 m intervals throughout the study area and five additional survey plots in underrepresented habitats. Based on the collected vascular plants, a vegetation classification was performed using the modified TWINSPAN

algorithm, after which a synoptic table with continuity and phi values was generated. Based on this table, a mapping key with character and differential species was subsequently created for habitat mapping. In addition, differences in linear weighted mean indicator values, diversity indices, and surveyed environmental parameters between vegetation units were statistically evaluated using a single factor analysis of variance. Synsystematic nomenclature was performed by comparing the synoptic table and environmental parameters with the corresponding literature. Five communities were identified, which differed highly significantly in groundwater level, moisture value, soil reaction value, and species number. These communities were classified as *Caricion atrofusco-saxatilis*, *Caricion davalliana*, *Magnocaricion elatae*, *Nardo-Juncion squarrosi*, and a mixed habitat between *Caricion davalliana* and *Seslerion caerulea*. Compared to the vegetation mapping by Koch (1998), a significant increase of the fen associations can be derived, although a review of their development in a few years is recommended. The indicator values as well as the measured groundwater levels indicate a successfully restored hydrology.

Inhaltsverzeichnis

Kurzfassung.....	3
Abstract	3
Inhaltsverzeichnis	5
1 Einleitung.....	6
2 Methoden.....	9
2.1 Untersuchungsgebiet	9
2.2 Erhebungsdesign	11
2.3 Erhebung der Umweltparameter	12
2.4 Vegetationsökologische Datenerhebung	13
2.5 Statistische Methoden.....	14
3 Ergebnisse.....	16
3.1 Vegetationsklassifikation.....	16
3.2 Lebensraumkartierung	18
3.4 Umweltparameter	19
3.5 Mittlere Zeigerwerte	20
3.6 Diversitäts-Indizes	21
4 Diskussion	23
4.1 Interpretation der pflanzensoziologischen Analyse	23
4.2 Verbreitung der Vegetationseinheiten.....	26
4.3 Charakterisierung der Vegetationseinheiten anhand der abiotischen Variablen.....	26
4.4 Charakterisierung der Vegetationseinheiten anhand der Zeigerwerte	27
4.5 Charakterisierung der Vegetationseinheiten anhand der Diversitätsindizes.....	28
4.6 Jufplaun heute – ein Flachmoor?	29
5 Literaturverzeichnis	30
Anhang.....	35

1 Einleitung

Flachmoore sind durch ihre ständig wassergesättigten Böden charakterisiert, welche durch Grundwasser, Hangwasser oder durch temporäre Überflutungen gespiesen werden (BAFU, 2018; Klaus, 2007). Dieses Wasser ist mineralhaltig und versorgt das Flachmoor mit Nährstoffen (BAFU, 2018; Klaus, 2007). Feuchtkühles Klima und eine wasserundurchlässige Bodenschicht begünstigen ihre Entstehung (BAFU, 2018; Klaus, 2007). Durch den hohen Wassergehalt des Bodens ist dieser sauerstoffarm, weswegen nur spezialisierte Pflanzenarten in diesem Lebensraum gedeihen können und eine spezifische Flachmoor-Vegetation entsteht (BAFU, 2018; Klimkowska et al., 2010; Klaus, 2007). Diese Vegetation wird zu einem Grossteil von *Cyperaceae* und Moosen dominiert (Peterka et al., 2016; Hájek et al., 2006).

Die grösste Ausdehnung hatte die Moorfläche in der Schweiz zwischen dem 15. und dem 18. Jahrhundert (Klaus, 2007). Dies kann dadurch erklärt werden, dass im Mittelalter grossflächige Waldrodungen vorgenommen wurden (Klaus, 2007). Wurde ein Feuchtwald zu einer Wiese oder Weide umgestaltet, so konnte sich in diesem Gebiet mit der Zeit ein Flachmoor ausbilden. Ab dem 18. Jahrhundert nahm die Moorfläche jedoch rasant ab (Klaus, 2007; Baumgartner, 2002). Denn der durch die wachsende Bevölkerung erhöhte Bedarf an Heizmaterial, wurde unter anderem durch den Torfabbau gedeckt (Klaus, 2007; Baumgartner, 2002). Um mehr Weide- und Anbaufläche zu gewinnen, den Hochwasserschutz zu verbessern und Malaria zu bekämpfen, wurden im 19. Jahrhundert viele Flüsse begradigt, Seen reguliert und Feuchtgebiete entwässert (Klaus, 2007; Baumgartner, 2002). Im 20. Jahrhundert folgten die beiden Weltkriege, was, bedingt durch den erhöhten Bedarf an inländisch produzierten Nahrungsmitteln, zu einer Intensivierung der landwirtschaftlichen Nutzung und dadurch zu einer Intensivierung des Torfabbaus führte (Klaus, 2007; Baumgartner, 2002). Zu dieser Zeit wurden viele Moore vollständig abgetorft. Aber auch nach den Weltkriegen führten die bestehenden und neu errichteten Entwässerungssysteme zu einer fortlaufenden Austrocknung der Moore (Bergamini et al., 2019; Bergamini et al., 2008; Klaus, 2007). Hinzu kamen die zunehmenden Nährstoffeinträge in die Moorflächen durch Gülle, Kunstdünger und atmogene Stickstoffdepositionen (Bergamini et al., 2008; Klaus, 2007). Erst seit 1987 die Rothenthurm-Initiative angenommen wurde, sind die Moore in der Schweiz geschützt (Bergamini et al., 2008; Klaus, 2007).

Seit dem Inkrafttreten der Verordnung über den Schutz der Flachmoore von nationaler Bedeutung (Flachmoorverordnung, 1994) im Rahmen der Rothenthurm-Initiative ist die Fläche der Flachmoore von nationaler Bedeutung relativ konstant geblieben (Klaus, 2007). Allerdings hat sich die Qualität der Moorflächen weiter verschlechtert (Bergamini et al., 2019; Klaus, 2007). Die meisten Moore sind schattiger, trockener, torfärmer und nährstoffreicher geworden und weisen daher einen deutlich geringeren Moor-Charakter auf. Aufgrund dessen hat die Fläche der Hochmoore sowie der torfbildenden Flachmoore abgenommen, während die Fläche der nichttorfbildenden Flachmoore zugenommen hat (Klaus, 2007). Diese Entwicklungen widersprechen den Schutzziele, welche in den entsprechenden Verordnungen

festgehalten sind (Flachmoorverordnung, 1994; Hochmoorverordnung, 1991). In den Verordnungen wird den Hochmooren die höchste Priorität zugeordnet, gefolgt von den torfbildenden Flachmooren und den nichttorfbildenden Flachmooren (Klaus, 2007).

Flachmoore sind schützenswert, da sie eine besondere Bedeutung für die Biodiversität in der Schweiz haben (Küchler et al., 2018; BAFU, 2018). Viele der in Flachmooren vorkommenden Pflanzenarten sind gefährdet oder kommen nur selten vor und sind eng auf den Lebensraum angewiesen (Bergamini et al., 2019; BAFU, 2018; Küchler et al., 2018; Bergamini et al., 2008). Ausserdem tragen Flachmoore lokal zu einem ausgeglichenen Wasserhaushalt bei, da sie als Wasserspeicher fungieren (BAFU, 2018). So puffern sie bei Starkniederschlägen die Hochwasserspitzen, währenddem sie bei Trockenheit das Wasser langsam an ihre Umgebung abgeben. Aus diesen Gründen ist dafür zu sorgen, dass sich die Fläche der Flachmoore, insbesondere der torfbildenden Flachmoore, nicht reduziert und gestörte Flächen renaturiert werden.

Eine solche Renaturierung wurde 2013 im Flachmoor Jufplaun im Naturpark Biosfera Val Müstair (GR) durchgeführt. Gemäss der persönlichen Mitteilung von Peter Staubli, dem Bauleiter des Renaturierungsprojekts, handelt es sich bei diesem Flachmoor um ein Versumpfungsmoor, welches durch den ständigen Überschuss an Wasser entstanden ist. Eine Renaturierung dieses Flachmoors war notwendig, da die Fläche zur Gewinnung von Weideland zu Zeiten des Zweiten Weltkrieges entwässert wurde und sich dadurch die flachmoortypische Vegetation verändert hatte. Da die Fläche als Flachmoor von nationaler Bedeutung (Objektnummer 684) eingestuft wurde, drängten sich Renaturierungsarbeiten in Jufplaun auf. Die Hauptaufgabe lag darin, die natürliche Hydrologie des Flachmoors und den ursprünglichen Bachlauf so weit wie möglich wiederherzustellen (Pio Pitsch, Bauleiter der Massnahmen, pers. Mitt.).

Im Jahr 1998 wurde auf der Alp Buffalora eine Vegetationskartierung durchgeführt (Koch, 1998). Dabei wurde der grösste Teil im Gebiet Jufplaun bereits als nährstoffarmes, ökologisch wertvolles Kleinseggenried eingestuft. Weitere grossflächige Vegetationseinheiten waren Grosseggenniede mit der Schnabel-Segge (*Carex rostrata*), die Halbtrockenweide sowie die milde Borstgrasweide. Demnach hatten damals einige Teile noch Moor-Charakter, viele Bereiche wurden jedoch von eher trockenen Vegetationseinheiten eingenommen. Durch die Renaturierung sollten diese trockenen Vegetationseinheiten von feuchteren abgelöst werden. Fünf Jahre nach der Renaturierung, im 2018, wurde erneut eine Feldbegehung durchgeführt (Hedinger & Zollinger, 2018). Das Gebiet wurde als ausgedehntes Kleinseggenried mit Anflügen von Übergangsmooren angesprochen. Flächige Vorkommen des *Caricion bicolori-atrofuscae* seien nur im südlichsten Teil des Flachmoors Jufplaun zu finden. Die Qualität des Flachmoors wurde gegenüber dem Zustand vor der Renaturierung als verbessert eingestuft. Bei dieser Feldbegehung wurde jedoch keine flächendeckende Vegetationskartierung durchgeführt.

Neun Jahre nach der Renaturierung wurde nun in dieser Arbeit umfassend überprüft, wie sich das Flachmoor Jufplaun entwickelt hat. Dabei wurde anhand einer pflanzensoziologischen Analyse ein Kartierschlüssel erstellt mit welchem eine flächendeckende Vegetationskartierung des Untersuchungsgebiets vorgenommen wurde. Anhand der Vegetationsaufnahmen konnten die Zeigerwerte und die Diversitätsindizes ausgewertet werden. Zusätzlich wurden die abiotischen Umweltparameter Grundwasserstand, maximales Mikrorelief, pH-Wert, Tiefgründigkeit sowie die mittlere Vegetationshöhe aufgenommen, um eine Aussage über den Moor-Charakter in dem Untersuchungsgebiet tätigen zu können. Anhand der erhobenen Daten sollen die folgenden Fragestellungen geklärt werden:

- Welche Vegetationseinheiten kommen im Untersuchungsgebiet vor und wie sind sie verbreitet?
- Welchen in der Literatur beschriebenen Lebensraumtypen lassen sich die lokalen Vegetationseinheiten zuordnen?
- Wie lassen sich die Vegetationseinheiten hinsichtlich Diversität, Artenzusammensetzung, mittleren Zeigerwerten und abiotischen Umweltparametern charakterisieren?
- Entsprechen die Vegetation und das Wasserregime neun Jahre nach der Renaturierung bereits einem natürlichen Flachmoor?

2 Methoden

2.1 Untersuchungsgebiet

Das Flachmoor Jufplaun liegt auf ca. 2'200 m ü.M. und befindet sich im Naturpark Biosfera Val Müstair (Gemeinde Val Müstair) im Kanton Graubünden (swisstopo, 2022). Das Gebiet liegt an der Grenze zum Schweizerischen Nationalpark und zu Italien. Vor etwa 25 Jahren wurde das Flachmoor zur Verhinderung von Trittschäden und Nährstoffeinträgen durch das Vieh eingezäunt (Pers. Mitt. Linda Feichtinger, Leiterin Wissensmanagement, Biosfera Val Müstair). Dieser Zaun wurde in dieser Arbeit als Grenze für den Perimeter des Untersuchungsgebiets genutzt. Wobei der Perimeter im Süden durch den Standort der ersten Renaturierungsmassnahmen begrenzt wird. Auf der orografisch linken Talseite dient der Munt Buffalora als natürliche Grenze des Perimeters. Dadurch beträgt die Fläche des Untersuchungsgebiets rund 8 Hektaren (siehe Abbildung 2).

Das Klima bei der nächstgelegenen Wetterstation (Buffalora) ist mit einer Jahresdurchschnittstemperatur von 1.1° C kalt (MeteoSchweiz, 2021). Die höchsten Temperaturen werden im Juli gemessen (17.8° C), die niedrigsten Temperaturen im Januar (-15.5° C). Die jährliche Niederschlagsmenge beträgt 936 mm, was auf die hohen Niederschlagsmengen während der Sommermonaten zurückzuführen ist. Wegen des kühlen und gemässigten Klimas und der feuchten Bodenverhältnisse ist die Vegetation später in Blüte als im Flachland. Aufgrund der Vegetationskartierung früherer Jahre sind in dem Gebiet hauptsächlich die Verbände der Borstgrasweide, Grosseggenniede, Halbtrockenweide sowie Kleinseggenniede zu erwarten (siehe Karte im Anhang A) (Koch, 1998).

Der Untergrund im Flachmoor Jufplaun und dessen Umgebung entstand durch klastische Sedimentgesteine (Heuberger, 2000). Auf der orografisch linken Talseite bestehen die Hänge aus Hangschutt aus dem Holozän (Möri, 2022). Auf der orografisch rechten Talseite setzt sich das Gestein aus Brekzien, Münstertaler Verrucano, Siltstein und Sandstein aus dem späten Perm zusammen. Es handelt sich demnach überwiegend um kalthaltiges Gestein, wobei auch Silikatgestein vorkommt. Der Boden im Flachmoor Jufplaun ist flachgründig, gehemmt wasserdurchlässig und grundnass (Tschumi & Weisskopf, 2012). Die Gefährdungskarte Oberflächenabfluss zeigt auf, wie es in dem Gebiet zur Entstehung eines Flachmoors kam (siehe Abbildung 1). Gemäss dem Gespräch mit Herr Staubli stand bei der Entstehung des Flachmoors der Oberflächenabfluss von der Chasa da Cunfin und den Schuttfächern auf der orografisch linken Talseite im Vordergrund. Durch das stetig nachfliessende Wasser besteht auf der Fläche des Flachmoors ein ständiger Wasserüberschuss, wodurch das Gebiet mit der Zeit versumpft ist.

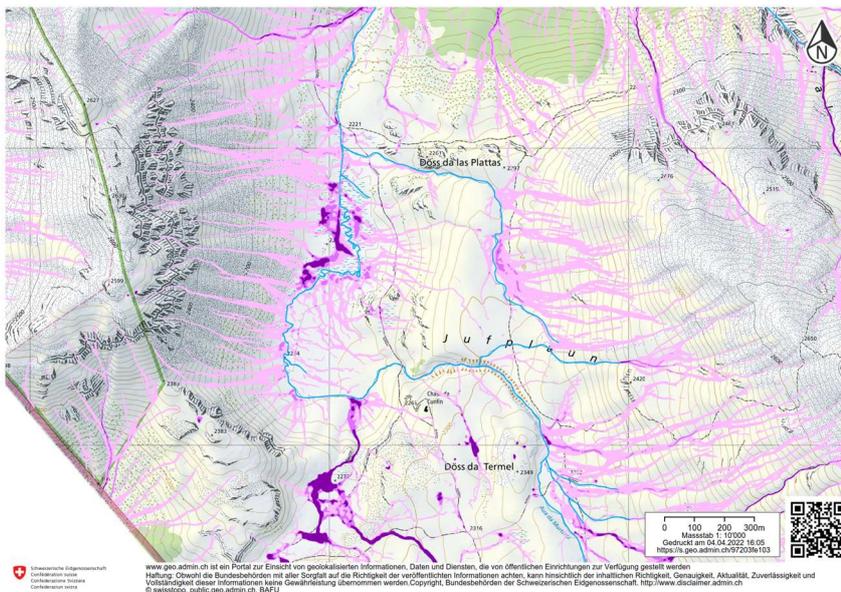


Abbildung 1 Gefahrenkarte Oberflächenabfluss (BAFU, 2022). Der Kartenausschnitt stellt die Situation des Oberflächenabflusses im Flachmoor Jufplaun und der unmittelbaren Umgebung dar.

Der Aua da Murtaröl, welcher ursprünglich durch das Flachmoor mäandrierte, wurde gemäss persönlicher Mitteilung von Pio Pitsch, ca. in den 1940er Jahren durch einen geraden und tiefgründigen Graben hindurch geleitet. Die hohe Fließgeschwindigkeit in diesem Entwässerungsgraben führte zu Tiefen- und Seitenerosion, wodurch der Grundwasserpegel sank und das Gebiet teilweise trockengefallen ist. Ziel der Renaturierungsarbeiten im Jahr 2013 war es den Grundwasserpegel zu erhöhen und somit das Gebiet erneut zu vernässen. Um dies zu erreichen, wurde der im Gelände noch sichtbare, ursprüngliche Bachlauf auf einem bedeutend höheren Sohlniveau reaktiviert. Im Längsverlauf entstand dadurch am unteren Ende des Revitalisierungsperimeters eine Höhendifferenz von ca. 1.5 Meter, welche durch eine Blockrampe ausgeglichen wurde. Durch die Blockrampe wird das Gefälle reduziert, wodurch sich das Wasser aufstauen kann und der gewünschte Wasserhaushalt im Flachmoor langfristig gesichert wird. Um das Wasser in die ursprünglichen Mäander zu leiten, wurde der Entwässerungsgraben an verschiedenen Stellen mit Holzspundwänden und Erdriegeln aus lehmigem Material aufgefüllt. Zwischen diesen Erdriegeln entstanden wertvolle Stillgewässer. Das Wasser der Aua da Murtaröl fließt nun in den wiederhergestellten Mäandern nahe der Oberfläche des Moors. An gewissen Stellen so nahe, dass in Zeiten mit grösserem Abfluss Teile der Moorflächen überflutet werden, was die Vernässung weiter fördert. Die Renaturierungsarbeiten wurden in der Karte in Abbildung 2 zusammengefasst. Mit der Revitalisierung konnte der grösste Teil des ursprünglichen Bachverlaufes reaktiviert und damit der Grundwasserspiegel im Moor angehoben werden. Die Bachlänge wird durch den mäandrierenden Verlauf erheblich verlängert, wodurch das Gefälle geringer wird, was die Fließgeschwindigkeit und gleichzeitig die Erosionstätigkeit entsprechend reduziert. Die Mäander, welche jedoch zu stark eingewachsen sind, wurden nicht reaktiviert. An diesen Stellen blieb der Entwässerungskanal-Abschnitt als langsam fließender, tiefer Bach bestehen.

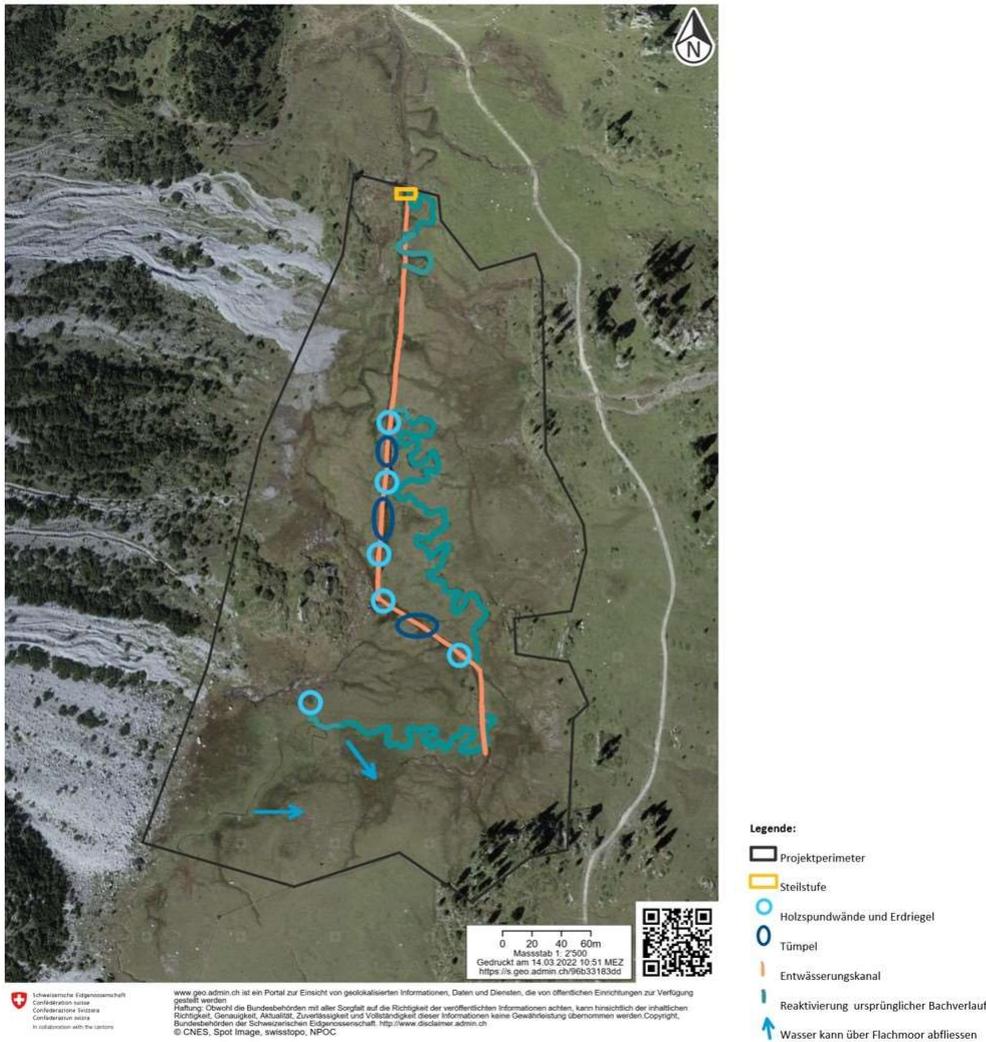


Abbildung 2 Karte der durchgeführten Renaturierungsmassnahmen im Flachmoor Jufplau

2.2 Erhebungsdesign

In ArcGIS Pro (Version 2.8.3) wurde ein Gitternetz mit einer Zellengrösse von 50 m x 50 m über das Untersuchungsgebiet gelegt (ESRI, 2022). Im Mittelpunkt jeder Rasterzelle wurde ein Punktobjekt erstellt, welche als provisorisch festgelegte Aufnahmeflächen dienten. Punktobjekte, welche für die Forschungsarbeit nicht relevant waren, wurden entfernt, wodurch 30 provisorische Aufnahmeflächen übrigblieben. Durch dieses Vorgehen konnte eine systematische Beprobung der Untersuchungsgebiets sichergestellt werden. Bei der Erstbegehung des Untersuchungsgebiets am 17. Juni 2022 wurden die Standorte der Aufnahmeflächen angepasst, um möglichst homogene Flächen erheben zu können und eine grosse Bandbreite an Gesellschaften abzudecken. Aus diesem Grund wurden vor Ort noch weitere Aufnahmeflächen festgelegt, sofern sie die Bandbreite an Gesellschaften ergänzten. Dies ergab eine totale Anzahl von 35 Aufnahmeflächen, welche jeweils eine Fläche von 10 m² hatten (siehe Abbildung 3).

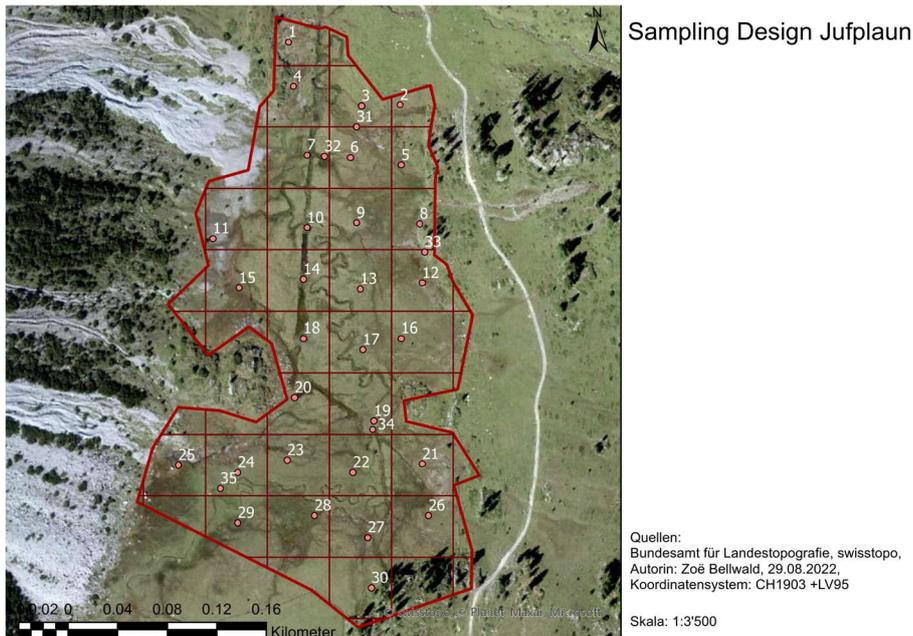


Abbildung 3 Sampling Design für die Vegetationsaufnahmen in Jufplaun (GR) (verändert nach Geodaten © swisstopo (DV084370)). Die Punkte stellen die Standorte der Untersuchungsflächen dar, die Zahlen die Aufnahmeummern.

2.3 Erhebung der Umweltparameter

Der Grundwasserstand wurde mittels perforierter Kunststoffröhren gemessen, welche am 17. Juni 2022 in den Aufnahmeeflächen installiert wurden. Die Kunststoffröhren wurden selbst angefertigt, dabei wurden jeweils Löcher mit einem Durchmesser von 3 mm in einem Abstand von jeweils 5 cm auf vier Seiten der Röhren gebohrt (siehe Abbildung 4). Um zu verhindern, dass von unten her Erde in die Röhren gelangt, wurden diese jeweils mit einem Korken verschlossen.



Abbildung 4 Beispiel einer perforierten PVC-Röhre, mit welcher der Wasserstand im Boden gemessen werden kann.

Um den Grundwasserstand innerhalb der Kunststoffröhren zu messen, wurde mit einem wasserlöslichen Stift ein Strich auf ein Metallmassband gezeichnet und dieses anschliessend in die Kunststoffröhre

eingeführt. Die Stelle, an der das Wasser die Markierung mit dem Stift nicht mehr entfernt hat, kennzeichnet die Höhe des Grundwasserstandes. Die Kunststoffröhren wurden vor der Installation im Gebiet an einem feuchten Standort auf ihre Funktionsfähigkeit überprüft. Der Grundwasserstand wurde daraufhin am 18. Juni 2022, im Juli 2022 und am 31. August 2022 erhoben. Anschliessend wurde der Mittelwert pro Aufnahme­fläche in Abhängigkeit zur Bodenoberfläche berechnet, wobei negative Werte für einen Grundwasserstand unterhalb der Bodenoberfläche stehen und positive Werte für einen Grundwasserstand über der Bodenoberfläche. Nach der Erhebung wurden die Kunststoffröhren wieder aus dem Gebiet entfernt.

Die Erhebung der nachfolgenden Parameter richtete sich nach der standardisierten EDGG-Erhebungsmethodik (Dengler et al., 2016). Während den Vegetationsaufnahmen im Juli wurden in jeder Aufnahme­fläche fünf Bodenmischproben an der Bodenoberfläche, bis in eine Tiefe von max. 10 cm entnommen und an der Luft getrocknet. Die Bodenmischproben wurden dann im Labor auf ihren pH-Wert untersucht. Dabei wurden die Bodenmischproben zuerst gesiebt, so dass nur das Feinmaterial übrigblieb. Anschliessend wurden davon jeweils 10 g mit 25 ml destilliertem Wasser vermengt. Nach dem sich das Material gesetzt hat, konnte der pH-Wert mit der Multisonde HI991300 der Firma Hanna Instruments gemessen werden. Zusätzlich wurde in jeder Aufnahme­fläche an fünf Stellen die Tiefgründigkeit des Bodens mit einem Bodenstichel gemessen. Das maximale Mikrorelief wurde erfasst, indem der Bodenstichel an der Stelle mit dem höchsten Mikrorelief in der Aufnahme­fläche auf den Boden gelegt wurde. Nun konnte die Höhendifferenz vom Untergrund zum Bodenstichel gemessen werden. Weitere erfasste Parameter waren die Exposition, die Hangneigung, die Höhenlage, die Koordinaten der Aufnahme­flächen sowie das Wetter.

2.4 Vegetationsökologische Datenerhebung

Die Vegetationsaufnahmen wurden im Zeitraum vom 2. Juli bis 22. Juli 2022 durchgeführt. Während den Vegetationsaufnahmen wurden die vorkommenden Flechten, Moose und Gefässpflanzen sowie deren Deckungsgrad in Prozent aufgenommen. Hierbei wurde ebenfalls nach der EDGG-Erhebungsmethodik vorgegangen (Dengler et al., 2016). Zudem wurde die Gesamtdeckung, die Deckung der Flechten, die Deckung der Moosschicht, die Deckung der Krautschicht sowie die Deckung der Streuschicht in Prozenten geschätzt. Dabei wurden alle Arten erfasst, welche innerhalb der Aufnahme­fläche sichtbar waren («shoot presence», Dengler, 2008). Die Gefässpflanzen wurden mit den nachfolgenden Werken bestimmt: Lauber et al. (2018), Krüsi (2014), Eggenberg & Möhl (2013), Binz & Heitz (1986). Die Flechten und Moose wurden jeweils gesammelt und luftgetrocknet. Die Bestimmung der Flechten wurde im August 2022 durch Prof. Dr. Jürgen Dengler vorgenommen. Die Moose wurden ebenfalls im August 2022 mit Hilfe eines Mikroskops und einer Stereolupe mittels folgender Literatur bestimmt: Lüth (2019), Frahm & Frey (2004), Müller et al. (2002). Die Vegetationshöhe wurde an jeweils fünf Stellen in der Aufnahme­fläche mittels einer Vegetationsscheibe gemessen (Dengler et al., 2016). Bei dieser Methode wurde der Bodenstichel durch

eine runde Plastikscheibe mit einem Loch in der Mitte geschoben. Zur Messung der Vegetationshöhe wurde die Plastikscheibe danach fallen gelassen. Die Höhe auf der die Plastikscheibe zu liegen kam, gemessen vom Boden aus, bezeichnete die Vegetationshöhe an dieser Stelle. Es wurden alle fünf Messwerte notiert, erst während der späteren Analyse wurde der Mittelwert berechnet. Die Daten wurden im Feld auf Feldblättern aufgenommen und anschliessend in die Software VEGEDAZ (Vers. Oktober 2019) übertragen (Küchler, 2021). Als Nomenklatur für die Gefässpflanzenflora wurde die «Checklist 2017» gewählt (Juillerat et al., 2017). Für die Moose galt die Checkliste 2013 der Schweizer Moose (Meier et al., 2013) und für die Flechten wurde der Katalog der Schweizer Flechten verwendet (Clerc, 2012). Für die Ermittlung der gefährdeten Arten wurden die Rote Liste der Baum- und erdbewohnenden Flechten (Scheidegger et al., 2002), die Rote Liste Moose (Schnyder et al., 2004) sowie die Rote Liste Gefässpflanzen verwendet (Bornand et al., 2016).

Nach Abschluss der Vegetationsaufnahmen wurde anhand der ermittelten diagnostischen Arten aus der pflanzensoziologischen Analyse ein Kartierschlüssel erstellt (siehe Anhang B). Dabei wurden dominante, (hoch) diagnostische Arten als Charakterarten und wenn nötig Differentialarten zur Abgrenzung zu anderen Lebensräumen verwendet. Es wurde darauf geachtet, Arten zu verwenden, welche im Feld einfach erkennbar sind. Für die Bezeichnung der Vegetationseinheiten wurden informelle Namen verwendet. Mit diesem Kartierschlüssel wurde anschliessend am 31. August 2022 eine Lebensraumkartierung durchgeführt. Für die Lebensraumkartierung im Feld wurde die «Collector-App» genutzt (ESRI, 2020). Dafür wurde zuvor in ArcGIS Pro (Vers. 2.8.3) eine Karte mit einer Polygonobjektklasse für die Lebensräume erstellt (ESRI, 2022). In einer Domain wurden die Bezeichnungen der Lebensräume abgelegt, so dass diese im Feld entsprechend ausgewählt werden konnten. Die Karte wurde anschliessend als Webkarte freigegeben und für die offline Nutzung freigeschaltet. Für eine präzise (± 50 m) Standortangabe wurde der Trimble R1 GNSS-Receiver vor der Lebensraumkartierung mit dem Tablet verknüpft.

2.5 Statistische Methoden

Nach der Tabellarisierung der Vegetationsdaten wurden die Diversitätsindizes (Artenzahl, Shannon Index, Evenness) sowie die linear gewichteten mittleren Zeigerwerte (Feuchtezahl, Lichtzahl, Nährstoffzahl, Reaktionszahl) in VEGEDAZ berechnet (Landolt et al., 2010). Danach wurden die Daten für die Vegetationsklassifikation bereinigt. Dazu wurden unsichere Bestimmungen als sicher angenommen, um doppelte Nennungen derselben Art zu vermeiden. Ausserdem wurden unterschiedlich genau erfasste Arten auf ihrer nächsthöheren syntaxonomischen Stufe zusammengefasst. Arten welche nur auf Gattungs- oder Familienniveau bestimmt werden konnten, wurden vor der Klassifizierung entfernt. Für die Klassifizierung wurden nur die Daten zu den Gefässpflanzen genutzt. Anschliessend wurden die Vegetationsdaten in die Software JUICE (Vers. 7.1) eingelesen (Tichý, 2002). In JUICE wurde zuerst eine Klassifizierung mit dem modifizierten TWINSPAN-Algorithmus durchgeführt (Roleček et al., 2009). Dabei wurden die folgenden Parameter gewählt: «Pseudospecies cut levels» = 3, Werte der «cut levels» = 0, 5, 25, minimale

Gruppengröße = 5, Anzahl Vegetationseinheiten = 8. Als Ähnlichkeitsindex wurde der mittlere Sørensen-Index verwendet. Damit eine Art in JUICE als diagnostisch galt, musste ein phi-Wert von 0.25 erreicht werden. Dazu wurde für jede Art der standardisierte phi-Koeffizient berechnet (Tichý & Chytrý, 2006). Aufgrund der geringen ökologischen Unterschiede der Vegetationseinheiten 4 und 5 wurden diese nachträglich zusammengeführt. Nach dem Exportieren der Vegetationsklassifikation wurde diese in die Software Microsoft Excel importiert. Dort wurden die Vegetationsaufnahmen den Vegetationseinheiten zugeordnet und anschliessend die Stetigkeit sowie der phi-Wert jeder Art pro Vegetationseinheit berechnet und in einer synoptischen Tabelle dargestellt (Tichý & Chytrý, 2006). Dadurch konnten die jeweiligen diagnostischen Arten ermittelt werden. Arten mit einem phi-Wert ≥ 0.25 wurden als diagnostisch, solche mit einem phi-Wert ≥ 0.5 als hoch diagnostisch gewertet (Chytrý et al., 2007). Anhand der synoptischen Tabelle aus der pflanzensoziologische Analyse wurde zudem die syntaxonomische Zuordnung der Vegetationseinheiten vorgenommen, wobei die diagnostischen Arten sowie die erhobenen Umweltparameter mit den in der Literatur beschriebenen Vegetationseinheiten verglichen wurden. Für die Nomenklatur der Klassifikation der höheren Syntaxa wurde hauptsächlich auf die EuroVegChecklist und das europäische Naturinformationssystem (EUNIS) zurückgegriffen (Chytrý et al., 2020; Mucina et al., 2016).

Zur statistischen Analyse wurde R Studio (Version 1.4.1717) verwendet (PBC, 2022). Das Signifikanzniveau wurde jeweils auf $\alpha = 0.05$ festgelegt. Die Normalverteilung der Residuen sowie die Varianzhomogenität wurden visuell mit Hilfe von QQ-Plots überprüft. Mit einer einfaktoriellen Varianzanalyse wurden die Mittelwerte der Vegetationseinheiten verglichen, sofern die Normalverteilung gegeben war. Falls keine Varianzhomogenität vorlag, wurde die abhängige Variable logarithmiert. Zur Post-hoc Analyse wurden paarweise Welch-Tests (Varianzanalysen) verwendet. Dabei wurde eine Fehlerinflationskorrektur nach Holm angewendet (korrigiertes $\alpha = 0.05$). Die Resultate der Post-Hoc Analyse wurden in Buchstaben übersetzt. Faktorstufen, die sich einen Buchstaben teilen, unterscheiden sich dabei nicht signifikant voneinander. Die Ergebnisse wurden mithilfe von Scatterplots visualisiert (Standardimplementierung in R). Das R Script kann dem Anhang C entnommen werden.

3 Ergebnisse

Im Gesamten wurden im Untersuchungsgebiet drei Flechtenarten, 13 Moosarten und 93 Gefässpflanzenarten erfasst. In den nachfolgenden Aufzählungen sind die prozentualen Häufigkeiten in Klammern festgehalten. Bei den Flechten handelte es sich um: *Cetraria islandica* (17%), *Cladonia symphy carpia* (11%) sowie *Cladonia arbuscula* (3%). Die häufigsten Moosarten waren: *Scorpidium cossonii* (77%), *Campylium stellatum* (57%), *Bryum pseudotriquetrum* (37%). Die häufigsten Gefässpflanzenarten waren: *Carex davalliana* (83%), *Trichophorum pumilum* (80%) und *Carex panicea* (77%). Es wurden keine Neophyten erfasst. Es wurden zwei gefährdete Rote Liste Arten erfasst, namentlich *Carex dioica* (VU) und *Nigritella austriaca* (VU). Die Rohdaten der Vegetationsaufnahmen sind in Anhang D zu finden sowie eine Übersicht über die Mittelwerte der untersuchten Parameter je Vegetationseinheit in Anhang E.

3.1 Vegetationsklassifikation

Die Klassifizierung mit dem modifizierten TWINSPAN-Algorithmus ergab eine Einteilung in sechs Vegetationseinheiten (siehe Abbildung 5). Eine Einteilung in mehr als sechs Vegetationseinheiten wäre nicht sinnvoll gewesen, da diese nicht mehr gut floristisch abgrenzbar gewesen wären oder sie sich aus weniger als drei Vegetationsaufnahmen zusammensetzten. Die maximale Unähnlichkeit nach Sørensen betrug 0.499. Nach dem Zusammenführen der Vegetationseinheiten 4 und 5 blieben noch 5 Vegetationseinheiten übrig.

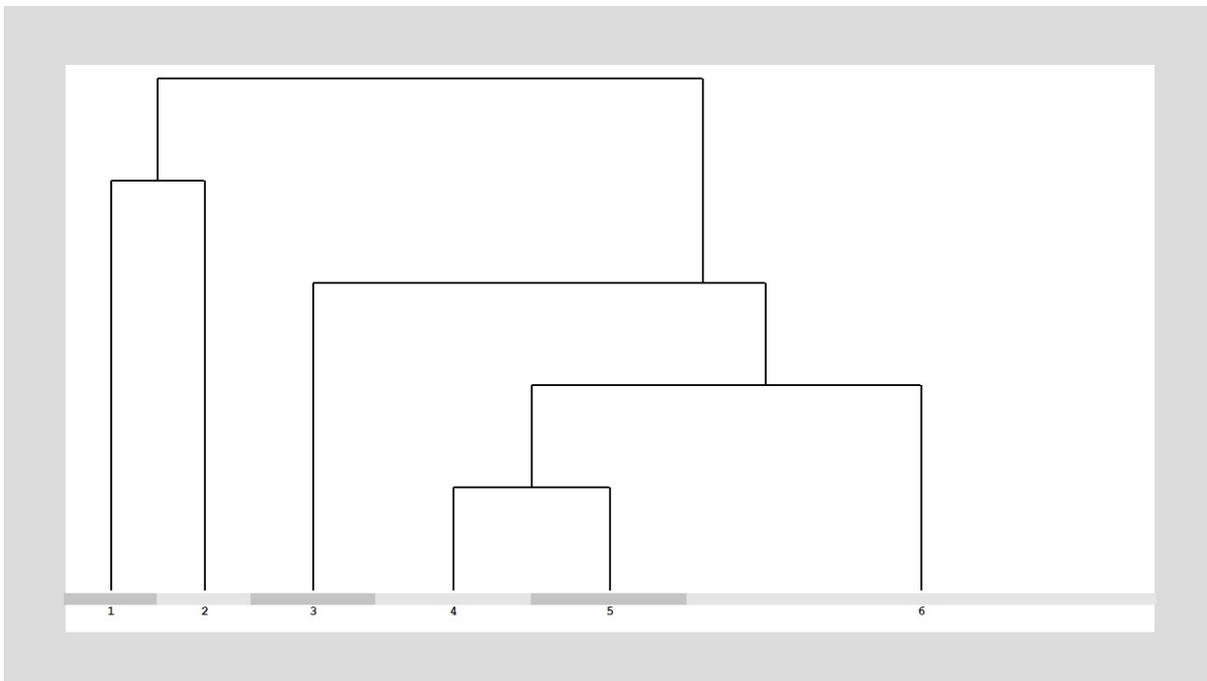


Abbildung 5 Dendrogramm der Vegetationsklassifikation mit dem modifizierten TWINSPAN-Algorithmus in JUICE (max. Unterschiedlichkeit = 0.499). Vegetationseinheit 4 und 5 wurden nachträglich zusammengeführt. Die informellen Bezeichnungen für die Vegetationseinheiten lauteten: 1: Grosseggenried / 2: Schwemmufervegetation / 3: Borstgraswiese / 4: basiphiles Flachmoor / 5: Kalkflachmoor, dominiert von *Eriophorum latifolium*. Die Balkenbreite bildet die Menge der zugeteilten Vegetationsaufnahmen je Vegetationseinheit ab. Die Astlänge stellt die Ähnlichkeit zwischen den Vegetationseinheiten dar.

Die in Excel erarbeitete synoptische Tabelle ist in vereinfachter Form in der Tabelle 1 ersichtlich. Eine ausführliche Version ist im Anhang F zu finden.

Tabelle 1 Vereinfachte synoptische Tabelle der fünf Vegetationseinheiten. Ersichtlich sind die diagnostischen Arten je Vegetationseinheit sowie die Begleitarten mit ihren jeweiligen Stetigkeitswerten. Ein * nach dem Stetigkeitswert steht für einen phi-Wert ≥ 0.25 , zwei * stehen für einen phi-Wert von ≥ 0.5 . Pro Vegetationseinheit sind ausserdem die durchschnittlichen Artenzahlen sowie die durchschnittliche Gesamtdeckung aufgeführt. Arten, welche mit einem * markiert sind, sind für mehrere Vegetationseinheiten diagnostisch, wurden jedoch nur in der Vegetationseinheit mit der höheren Stetigkeit aufgeführt.

Cluster Nummer	1	2	3	4	5
Mittlere Gesamtdeckung [%]	41.67	25.40	93.75	77.00	83.87
Mittlere Artenzahl	3.00	7.40	39.00	20.38	27.73
Diagnostische Arten Grosseggengried					
Carex rostrata Stokes*	100**	40	.	75*	7
Diagnostische Arten Schwemmufervegetation					
Triglochin palustris L.	.	80**	.	25	13
Arabis subcoriacea Gren.	.	20*	.	.	.
Pinguicula alpina L.*	.	60*	25	13	60*
Trichophorum pumilum (Vahl) Schinz & Thell.	67	100*	50	88	80
Diagnostische Arten Borstgraswiese					
Nardus stricta L.	.	.	100**	13	.
Homogyne alpina (L.) Cass.	.	.	100**	.	27
Alchemilla coriacea aggr.	.	.	75**	.	.
Campanula scheuchzeri Vill.	.	.	75**	.	.
Ligusticum mutellina (L.) Crantz	.	.	100**	13	20
Trollius europaeus L.	.	.	100**	.	33
Soldanella alpina L.	.	.	100**	.	40
Coeloglossum viride (L.) Hartm.	.	.	75**	.	13
Antennaria carpatica (Wahlenb.) Bluff & Fingerh.*	.	.	100**	.	67*
Poa alpina L.	.	.	75**	25	.
Carex curvula All. subsp. curvula	.	.	50**	.	.
Plantago alpina L.	.	.	50**	.	.
Gentiana clusii E. P. Perrier & Saugeon*	.	.	100**	13	87*
Avenella flexuosa (L.) Drejer	.	.	50**	.	7
Gentiana bavarica L.	.	.	50**	.	7
Luzula sudetica (Willd.) Schult.	.	.	50**	.	7
Empetrum hermaphroditum Hagerup	.	.	50**	.	13
Galium anisophyllum Vill.	.	.	50**	.	13
Carex capillaris L.	33	20	100**	63	13
Phyteuma orbiculare L.	.	.	50**	13	7
Agrostis alpina Scop.	.	.	50**	.	20
Cetraria islandica	.	.	50**	.	20
Ranunculus montanus aggr.*	.	.	75*	13	60*
Deschampsia cespitosa (L.) P. Beauv.	.	.	50*	13	13
Aster bellidiastrum (L.) Scop.*	.	20	100*	50	93*
Tofieldia calyculata (L.) Wahlenb.*	.	.	75*	25	60*
Alchemilla alpina aggr.	.	.	25*	.	.
Antennaria dioica (L.) Gaertn.	.	.	25*	.	.
Anthoxanthum odoratum L.	.	.	25*	.	.
Arnica montana L.	.	.	25*	.	.
Aster alpinus L.	.	.	25*	.	.
Briza media L.	.	.	25*	.	.
Gentiana punctata aggr.	.	.	25*	.	.
Globularia nudicaulis L.	.	.	25*	.	.
Hieracium pilosella L.	.	.	25*	.	.
Nigritella austriaca (Teppner & E. Klein) P. Delforge	.	.	25*	.	.
Plantago atrata Hoppe	.	.	25*	.	.
Poa supina Schrad.	.	.	25*	.	.
Trifolium pratense L.	.	.	25*	.	.
Bartsia alpina L.*	.	.	75*	25	73*
Leontodon helveticus Mérat	.	.	50*	13	27
Ranunculus alpestris L.	.	.	75*	50	60
Euphrasia minima Schleich.	.	.	25*	.	7
Lotus alpinus (DC.) Ramond	.	.	25*	.	7
Prunella vulgaris L.	.	.	25*	.	7

Cluster Nummer	1	2	3	4	5
Mittlere Gesamtdeckung [%]	41.67	25.40	93.75	77.00	83.87
Mittlere Artenzahl	3.00	7.40	39.00	20.38	27.73
<i>Thesium alpinum</i> L.	.	.	25*	.	7
<i>Carex panicea</i> L.*	.	40	100*	88	93*
<i>Molinia caerulea</i> (L.) Moench	.	.	50*	25	40
Diagnostische Arten Kalkflachmoor, dominiert von <i>Eriophorum latifolium</i>					
<i>Carex flava</i> L.	.	.	50	75*	33
<i>Carex nigra</i> (L.) Reichard	33	.	50	75*	40
<i>Blysmus compressus</i> (L.) Link	.	.	.	25*	13
<i>Carex dioica</i> L.	.	.	.	13*	.
<i>Crepis alpestris</i> (Jacq.) Tausch	.	.	.	13*	.
<i>Crepis kernerii</i> Rech. f.	.	.	.	13*	.
<i>Sorbus chamaemespilus</i> (L.) Crantz /cf.	.	.	.	13*	.
<i>Eriophorum latifolium</i> Hoppe	33	60	25	88*	80
<i>Carex curvula</i> subsp. <i>rosae</i> Gilomen	.	20	.	38*	33
Diagnostische Arten basiphiles Flachmoor					
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Raeusch.*	.	.	100**	50	100**
<i>Selaginella selaginoides</i> (L.) Schrank & Mart.*	.	.	75*	50	93**
<i>Sesleria caerulea</i> (L.) Ard.*	.	.	75*	63	93*
<i>Salix breviserrata</i> Flod.	.	.	.	25	47*
<i>Festuca quadriflora</i> Honck.	.	.	25	.	47*
<i>Thalictrum alpinum</i> L.*	.	.	100*	75	100*
<i>Parnassia palustris</i> L.*	.	20	50	88*	93*
<i>Juncus articulatus</i> L.*	.	40	25	75*	87*
<i>Juncus alpinoarticulatus</i> Chaix	20*
<i>Carex firma</i> Host	.	20	75	75	93*
<i>Primula farinosa</i> L.*	.	40	75	88*	100*
<i>Salix reticulata</i> L.	.	.	.	25	40*
<i>Cirsium acaule</i> Scop.	.	.	25	13	47*
<i>Tofieldia pusilla</i> (Michx.) Pers.	.	20	25	.	47*
<i>Carex davalliana</i> Sm.*	.	60	100*	88	100*
<i>Polygonum viviparum</i> L.*	.	.	75*	75*	80*
<i>Equisetum variegatum</i> Schleich.*	.	60	75	88*	93*
<i>Juniperus communis</i> subsp. <i>alpina</i> Celak.	.	.	25	.	27*
Begleitarten					
<i>Salix foetida</i> DC.	.	.	25	38	40
<i>Agrostis stolonifera</i> L.	.	.	25	25	33
<i>Pedicularis palustris</i> L.	33	.	25	25	27
<i>Carex flacca</i> Schreb.	.	.	25	25	13
<i>Sedum annuum</i> L.	.	20	.	25	7
<i>Crepis aurea</i> (L.) Cass.	.	.	.	13	7
<i>Juncus triglumis</i> L.	.	.	.	13	7
<i>Trichophorum cespitosum</i> (L.) Hartm.	.	.	.	13	7
<i>Arctostaphylos alpina</i> (L.) Spreng.	7
<i>Carex canescens</i> L.	7
<i>Gentiana asclepiadea</i> L.	7
<i>Scabiosa lucida</i> Vill.	7
<i>Carex pauciflora</i> Lightf.	33.00

3.2 Lebensraumkartierung

Aus der Lebensraumkartierung resultierte die in Abbildung 6 dargestellte Lebensraumkarte. Die grösste Fläche nahm das basiphile Flachmoor mit 3.54 ha ein. Gefolgt vom Grosseggienried mit einer Fläche von 1.14 ha, der Borstgraswiese mit 0.73 ha und der Schwemmufervegetation mit 0.71 ha. Die geringste Fläche nahmen das Kalkflachmoor (dominiert von *Eriophorum latifolium*) ein, mit einer Gesamtfläche von 0.31 ha.

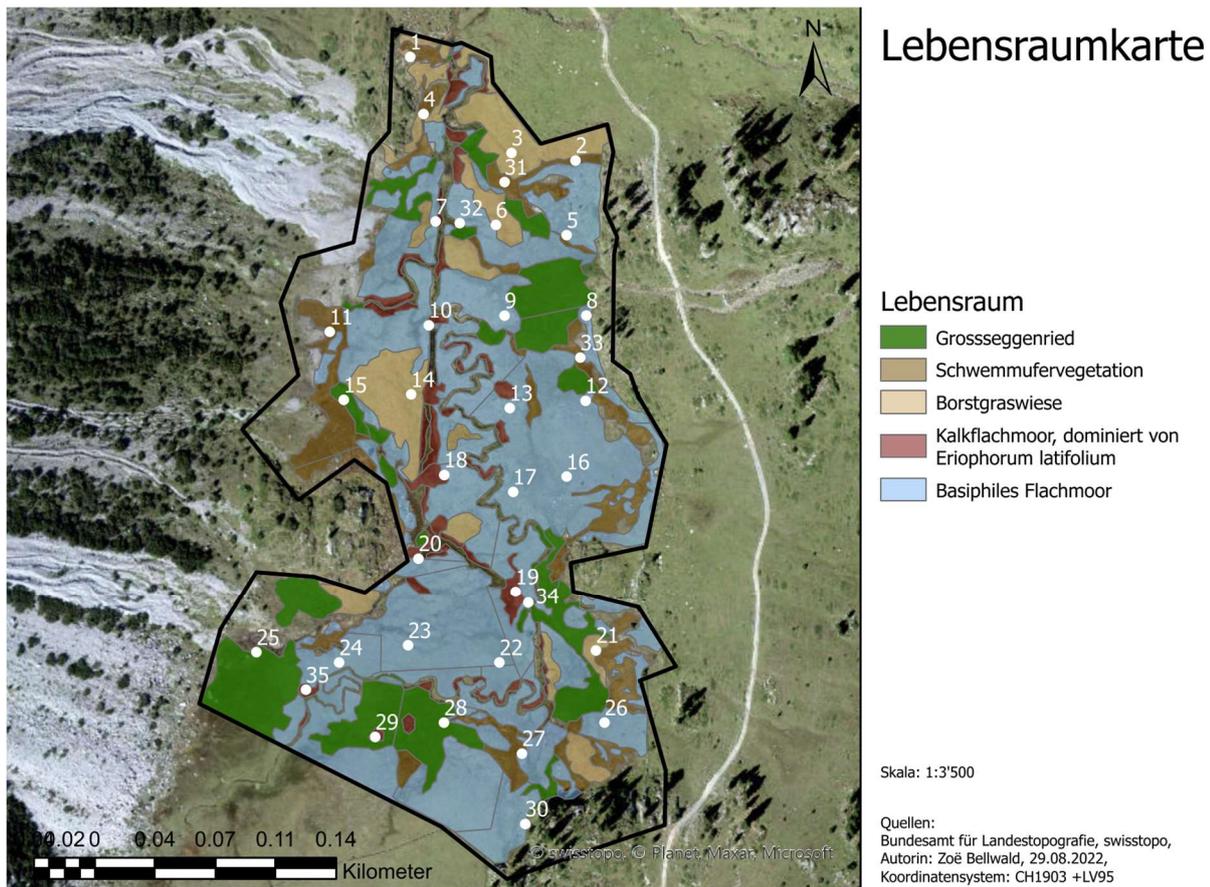


Abbildung 6 Lebensraumkarte, welche anhand des Kartierschlüssels basierend auf den fünf Vegetationseinheiten in Jufplau erstellt wurde.

3.4 Umweltparameter

Der Wasserstand (relativ zur Bodenoberfläche) unterschied sich höchst signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 8.725$). In Abbildung 7 ist ersichtlich, dass das Grosseggenried sowie die Schwemmufervegetation im Mittel überschwemmt waren, wobei das Grosseggenried den höheren Wasserstand aufwies. Der Borstgrasrasen, das basiphile Flachmoor und das Kalkflachmoor (dominiert von *Eriophorum latifolium*) wiesen Wasserstände unterhalb der Flur auf. Die mittlere Standardabweichung des Wasserstandes zwischen den drei Messungen betrug 8.0 cm. Hierbei wies das Grosseggenried mit 1.6 cm die niedrigste Schwankung auf, während die Borstgraswiese und das basiphile Flachmoor mit 10.2 cm die grössten Schwankungen aufwiesen. Der Wasserstand war in den meisten Vegetationseinheiten im August am höchsten und im Juni am niedrigsten. Im Grosseggenried sowie in der Schwemmufervegetation waren jedoch im August die niedrigsten Wasserstände zu messen. In diesen Vegetationseinheiten waren die Wasserstände im Juni (Schwemmufervegetation), bzw. im Juli (Grosseggenried) am höchsten.

Das maximale Mikrorelief unterschied sich signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p = 0.013$, $F_{4;30} = 3.827$). Hierbei weist das Kalkflachmoor im Mittel das höchste Mikrorelief auf und die Schwemmufervegetation das niedrigste (siehe Abbildung 7).

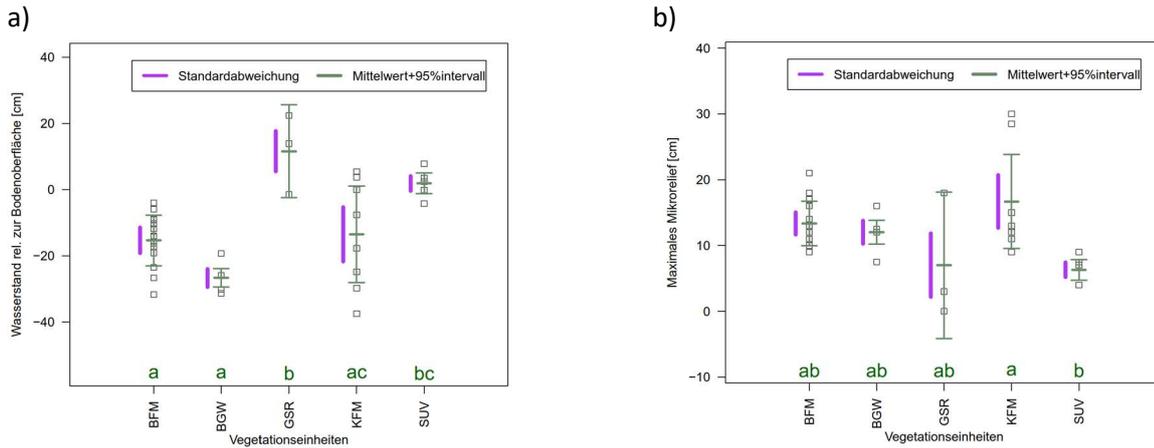


Abbildung 7 Visueller Vergleich der fünf Vegetationseinheiten anhand von Boxplots (BFM = basiphiles Flachmoor, BGW = Borstgraswiese, GSR = Grossseggenried, KFM = Kalkflachmoor, dominiert von *Eriophorum latifolium*, SUV = Schwemmufervegetation). In Grün wurde der Mittelwert sowie das 95%-Konfidenzintervall der jeweiligen Vegetationseinheit markiert. Die Standardabweichung wurde in Violett dargestellt. Die Quadrate stellen die einzelnen Messwerte dar. Anhand der Kleinbuchstaben (a, b, c) wurden angegeben, welche Vegetationseinheiten sich signifikant voneinander unterscheiden. a) Der Wasserstand (relativ zur Bodenoberfläche) unterschied sich höchst signifikant zwischen den fünf Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 8.725$). b) Das maximale Mikrorelief [cm] unterschied sich signifikant zwischen den fünf Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p = 0.013$, $F_{4;30} = 3.827$).

Die mittlere Vegetationshöhe unterschied sich signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p = 0.043$, $F_{4;30} = 2.816$). Wobei das Grossseggenried im Mittel die höchste Vegetationshöhe aufwies und die Schwemmufervegetation die niedrigste (siehe Abbildung 8).

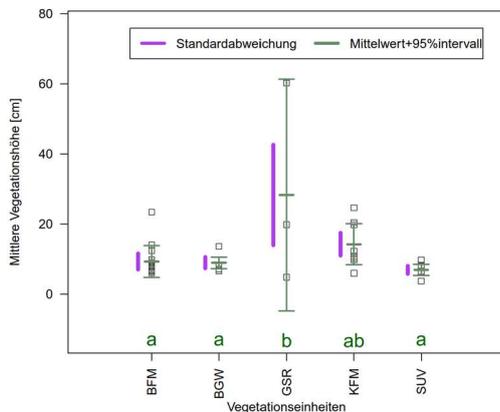


Abbildung 8 Visueller Vergleich der fünf Vegetationseinheiten anhand von Boxplots (BFM = basiphiles Flachmoor, BGW = Borstgraswiese, GSR = Grossseggenried, KFM = Kalkflachmoor, dominiert von *Eriophorum latifolium*, SUV = Schwemmufervegetation). In Grün wurde der Mittelwert sowie das 95%-Konfidenzintervall der jeweiligen Vegetationseinheit markiert. Die Standardabweichung wurde in Violett dargestellt. Die Quadrate stellen die einzelnen Messwerte dar. Anhand der Kleinbuchstaben (a, b, c) wurden angegeben, welche Vegetationseinheiten sich signifikant voneinander unterscheiden. Die mittlere Vegetationshöhe [cm] der fünf Vegetationseinheiten unterschieden sich signifikant (Varianzanalyse, $p = 0.043$, $F_{4;30} = 2.816$).

Der pH-Wert unterschied sich nicht signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p = 0.058$, $F_{4;30} = 2.570$). Ebenso unterschied sich die Tiefgründigkeit des Bodens nicht signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p = 0.098$, $F_{4;30} = 2.158$).

3.5 Mittlere Zeigerwerte

Die Reaktionszahl unterschied sich höchst signifikant zwischen den fünf Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 15.000$). Hierbei zeigte die Schwemmufervegetation im Mittel die höchste Reaktionszahl an und das Grossseggenried die niedrigste (siehe Abbildung 9).

Auch die Feuchtezahl unterschied sich höchst signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 12.190$). In Abbildung 9 ist deutlich zu sehen, dass das Grosseggried im Mittel die höchste Feuchtezahl und die Borstgraswiese die niedrigste aufwies.

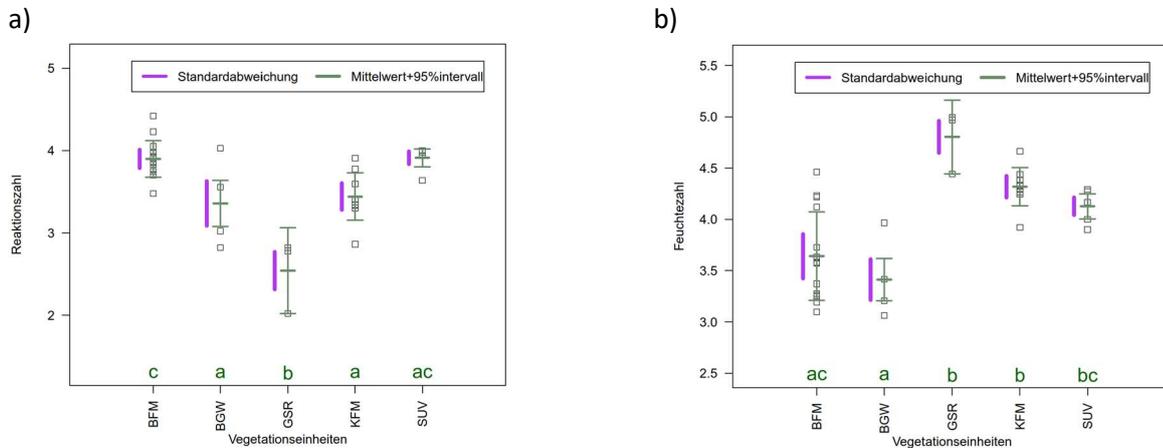


Abbildung 9 Visueller Vergleich der fünf Vegetationseinheiten anhand von Boxplots (BFM = basiphiles Flachmoor, BGW = Borstgraswiese, GSR = Grosseggried, KFM = Kalkflachmoor, dominiert von *Eriophorum latifolium*, SUV = Schwemmufervegetation). In Grün wurde der Mittelwert sowie das 95%-Konfidenzintervall der jeweiligen Vegetationseinheit markiert. Die Standardabweichung wurde in Violett dargestellt. Die Quadrate stellen die einzelnen Messwerte dar. Anhand der Kleinbuchstaben (a, b, c) wurden angegeben, welche Vegetationseinheiten sich signifikant voneinander unterscheiden. a) Die Reaktionszahl unterschied sich höchst signifikant zwischen den fünf Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 15.000$). b) Die Feuchtezahl unterschied sich höchst signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 12.190$).

Die Lichtzahl unterschied sich nicht signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p = 0.091$, $F_{4;30} = 2.213$). Auch in der Nährstoffzahl konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden (Varianzanalyse, $p = 0.142$, $F_{4;30} = 1.868$).

3.6 Diversitäts-Indizes

Die Artenzahl unterschied sich höchst signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 26.010$). In Abbildung 10 ist deutlich zu sehen, dass die Borstgraswiese im Mittel die höchste Artenzahl aufwies, wohingegen das Grosseggried im Mittel die niedrigste Artenzahl hat.

Zwischen den fünf Vegetationseinheiten unterschied sich auch der Shannon Index höchst signifikant (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 14.320$). Abbildung 10 zeigt auf, dass die Borstgraswiese im Mittel den höchsten Shannon Index hatte, das Grosseggried hingegen den niedrigsten.

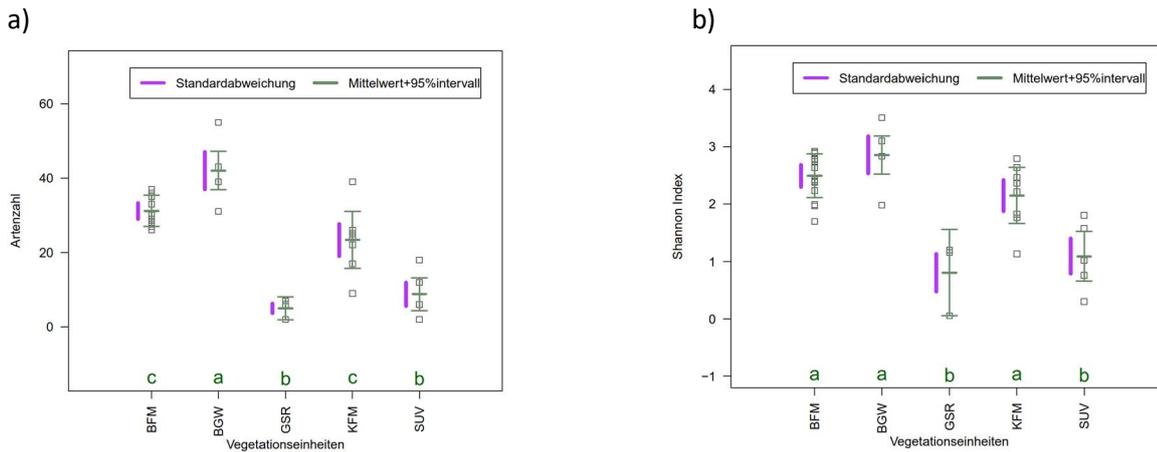


Abbildung 10 Visueller Vergleich der fünf Vegetationseinheiten anhand von Boxplots (BFM = basiphiles Flachmoor, BGW = Borstgraswiese, GSR = Grossegegnried, KFM = Kalkflachmoor, dominiert von *Eriophorum latifolium*, SUV = Schwemmufervegetation). In Grün wurde der Mittelwert sowie das 95%-Konfidenzintervall der jeweiligen Vegetationseinheit markiert. Die Standardabweichung wurde in Violett dargestellt. Die Quadrate stellen die einzelnen Messwerte dar. Anhand der Kleinbuchstaben (a, b, c) wurden angegeben, welche Vegetationseinheiten sich signifikant voneinander unterscheiden. a) (links) Die Artenzahl unterschied sich höchst signifikant zwischen den Vegetationseinheiten (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 26.010$). b) (rechts) Zwischen den fünf Vegetationseinheiten unterschied sich der Shannon Index höchst signifikant (Varianzanalyse, $p < 0.001$, $F_{4;30} = 14.320$).

Der Evenness zeigte signifikante Unterschiede zwischen den Vegetationseinheiten auf (Varianzanalyse, $p = 0.025$, $F_{4;30} = 3.268$). Hierbei wies die Borstgraswiese den höchsten Evenness auf und das Grossegegnried den niedrigsten Evenness (siehe Abbildung 11).

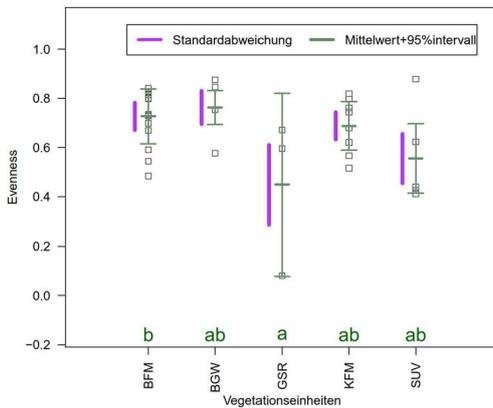


Abbildung 11 Visueller Vergleich der fünf Vegetationseinheiten anhand von Boxplots (BFM = basiphiles Flachmoor, BGW = Borstgraswiese, GSR = Grossegegnried, KFM = Kalkflachmoor, dominiert von *Eriophorum latifolium*, SUV = Schwemmufervegetation). In Grün wurde der Mittelwert sowie das 95%-Konfidenzintervall der jeweiligen Vegetationseinheit markiert. Die Standardabweichung wurde in Violett dargestellt. Die Quadrate stellen die einzelnen Messwerte dar. Anhand der Kleinbuchstaben (a, b, c) wurden angegeben, welche Vegetationseinheiten sich signifikant voneinander unterscheiden. Der Evenness zeigte signifikante Unterschiede zwischen den Vegetationseinheiten auf (Varianzanalyse, $p = 0.025$, $F_{4;30} = 3.268$).

4 Diskussion

4.1 Interpretation der pflanzensoziologischen Analyse

Die Klassifizierung der Vegetationsaufnahmen in JUICE ergaben fünf Vegetationseinheiten. Oftmals konnten keine eindeutigen Charakterarten definiert werden, da viele Arten für mehrere Vegetationseinheiten diagnostisch waren. Demnach bestand zwischen einigen Vegetationseinheiten eine hohe floristische Ähnlichkeit, was aufgrund ähnlicher ökologischer Bedingungen erklärt werden könnte. Die einzige diagnostische Art der Vegetationseinheit Grosseggenried war *Carex rostrata*, da diese Art in allen Aufnahmeflächen dieser Vegetationseinheit die einzige dominante Art war, was ein typisches Verhalten dieser Art in Flachmooren ist (Pignatti & Pignatti, 2014; Wheeler & Shaw, 1991). Die maximale Dissimilarität nach Sørensen betrug nach der Vegetationsklassifikation mit dem modifizierten TWINSPAN-Algorithmus 0.499. Das bedeutet, dass die Vegetationseinheiten mit den grössten floristischen Unterschieden eine Übereinstimmung von etwa 50% in ihrer Artenzusammensetzung aufwiesen (Sørensen, 1948). Dieser Umstand könnte durch die kleinräumige floristische Verteilung im Untersuchungsgebiet erklärt werden.

Aufgrund der diagnostischen Art *Carex rostrata*, welche alle zugewiesenen Flächen dominierte, und der gemessenen Wasserstände über der Flur, handelt es sich beim Grosseggenried um ein *Magnocaricion elatae* oder ein *Caricion lasiocarpae* (Landucci et al., 2020; Delarze et al., 2015; Dierssen, 2001; Grabherr & Mucina, 1993). Im südlichen Gebiet des Untersuchungsperimeters wurden Bestände an *Menyanthes trifoliata* entdeckt, was eine häufig dominante Kennart des *Caricion lasiocarpae* ist und daher ein weiterer Hinweis für die Zuteilung zu dieser Gesellschaft ist (Delarze et al., 2015; Grabherr & Mucina, 1993). Die Begleitarten deuten jedoch eher auf ein *Magnocaricion elatae* hin (Delarze, 2015; Dierssen, 2001; Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1992; Pott, 1992). Es ist möglich, dass die Einteilung der Vegetationsklassifikation zu ungenau war. Hinzu kommt, dass keine klare Aufteilung dieser Gesellschaften in der Literatur besteht (Delarze, 2015; Dierssen, 2001; Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1992; Pott, 1992). Eine Ausbildung eines *Caricion lasiocarpae* im südlichen Gebiet ist daher nicht auszuschliessen. Aus dem Verband des *Magnocaricion elatae* lässt sich das Grosseggenried der Assoziation *Caricetum rostratae* zuordnen (Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1992). Dies lässt sich durch das Fehlen von *Phragmites australis* und der Dominanz von *C. rostrata* begründen.

In der Schwemmufervegetation ist die diagnostische Art *Trichophorum pumilum* eine dominante Charakterart des *Caricion atrofusco-saxatilis* (Delarze, 2015; Grabherr & Mucina, 1993). Diese Zuordnung lässt sich durch den sandigen, skelettreichen Untergrund in den zugewiesenen Untersuchungsflächen bekräftigen (Mucina et al., 2016; Delarze, 2015). Dieser Lebensraum hat einen Pioniercharakter und ist daher auf eine mechanische Geländeumgestaltung angewiesen (Delarze et al., 2015; Grabherr & Mucina, 1993). Die Folgen einer solchen Geländeumgestaltung waren bei der Begehung im September ersichtlich. Im nördlichen Teil des Untersuchungsperimeters hat das Gewässer auf der orografisch linken Talseite einen

Teil der Vegetation überflutet, wodurch sich eine Schicht von feinem Sedimentmaterial über die Vegetation gelegt hat. Deshalb kann bestätigt werden, dass diese Gesellschaft einer gewissen Dynamik unterworfen ist. Das *Caricion atrofusco-saxatilis* ist oft im Mosaik mit dem *Cratoneuron* anzutreffen (Delarze et al., 2015; Oberdorfer et al., 1992). Dieser Umstand begründet das Auftreten von Charakter- und Kennarten des *Cratoneurons* in den Untersuchungsflächen. Aufgrund der geringen Moosdeckung (<10%) handelt es sich bei dieser Gesellschaft jedoch kaum um ein *Cratoneuron* (Delarze et al., 2015; Oberdorfer et al., 1992). Als Assoziation könnte das *Juncetum alpino-articulati* zutreffen, da diese in den zeitweise überfluteten Bereichen der Alpenflüsse auf Schlick und oft in der Nähe des *Caricion davallianae* vorkommt (Grabherr & Mucina, 1993; Pott, 1992). Zudem kam deren Charakterarten *Juncus articulatus* und *Equisetum variegatum* in den Untersuchungsflächen vor. Da die Bestände im Untersuchungsgebiet artenarm sind, handelt es sich hierbei jedoch nicht um sichere Zuweisungen.

Aufgrund der diagnostischen Arten der Borstgraswiese und der Dominanz von *Nardus stricta* liegt die Vermutung nahe, dass es sich um eine *Nardion*-Gesellschaft handelt (Delarze et al., 2015; Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1993). Es ist möglich, dass sich dieser Verband, aufgrund der Beweidung während des zweiten Weltkrieges, trotz des überwiegend kalkhaltigen Untergrundes etablieren konnte, da das Vieh *N. stricta* tendenziell verschmäht und die Art so rasch eine Dominanz aufbauen konnte (Grabherr & Mucina, 1993; Schwabe, 1990). Eine feuchte Ausprägung auf Böden, welche an Kleinseggenriede angrenzen, findet sich im Verband *Nardo-Juncion squarrosi* (Jäger & Dieter, 2014; Schubert et al., 2010; Chytrý et al., 2007; Theurillat et al., 1994). Eine Zuordnung zu diesem Verband kann zudem durch die Präsenz von *Carex nigra*, *Carex panicea* und *Molinia caerulea* begründet werden. Aufgrund der genannten Eigenschaften des *Nardo-Juncion squarrosi* scheint die Zuteilung, trotz der Absenz von *Juncus squarrosus*, zu diesem Verband als plausibel, als Assoziation passt das *Juncetum squarrosi*.

Aufgrund der diagnostischen Arten und des überwiegend kalkreichen Untergrundes lässt sich das Kalkflachmoor (dominiert von *Eriophorum latifolium*) als *Caricion davallianae* einordnen (Delarze et al., 2015; Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1992). Anhand der diagnostischen Arten *E. latifolium* sowie *Equisetum variegatum* scheint die Zuordnung zu einer subalpinen Form der Assoziation *Caricetum davallianae* als plausibel (Šumberová et al., 2011; Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1992). Auch bei dem basiphilen Flachmoor deuten die meisten diagnostischen Arten auf ein *Caricion davallianae* hin (Delarze et al., 2015; Oberdorfer et al., 1993). Allerdings sind auch einige Kennarten des *Caricion firmae* und des *Seslerion caeruleae* diagnostisch für diese Gesellschaft. Beide Gesellschaften bilden sich jedoch auf flachgründigen, steinig und trocknen Böden aus, was nicht den Standortfaktoren im Untersuchungsgebiet entspricht (Delarze et al., 2015; Pott, 1992). Zudem kommen beide Verbände tendenziell eher an schneearmen Hängen vor, auch dies ist im Untersuchungsgebiet aufgrund der flachen Verhältnisse nicht gegeben (Delarze et al., 2015; Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1993). In den

Kalkalpen können allerdings Mischlebensräume zwischen dem *Caricion davallianae* und Gesellschaften der *Seslerietalia* auftreten (Ellenberg & Leuschner, 2010; Schmiderer, 2002). Hinzu kommt, dass auf den umliegenden Wiesen des Flachmoors Viehwirtschaft betrieben wird. Es kann daher sein, dass sich auf diesen Flächen *Seslerion caerulea*-Gesellschaften gebildet haben, was ein Artenaustausch mit dem *Caricion davallianae* begründen könnte. Da es sich vermutlich um einen Mischlebensraum handelt, wird auf die Benennung einer Assoziation verzichtet. Die syntaxonomische Zuordnung der mit der modifizierten TWINSPAN-Methode gebildeten Vegetationseinheiten sind in der Tabelle 2 zusammengefasst.

Tabelle 2 Syntaxonomische Zuordnung der mit dem TWINSPAN-Algorithmus ermittelten Vegetationseinheiten

Typische Ausprägung in Jufplaun	Syntaxonomische Zuweisung			
	Klasse	Ordnung	Verband	Assoziation
	Grosseggenried			
	<i>Phragmito- Magnocaricetea</i> Klika in Klika et Novák 1941	<i>Magnocaricetalia</i> Pignatti 1953	<i>Magnocaricion elatae</i> Koch 1926	<i>Caricetum rostratae</i> Oberdorfer et al. 1967
	Schwemmufervegetation			
	<i>Scheuchzerio palustris- Caricetea fuscae</i> Tx 1937	<i>Caricetalia davallianae</i> Br.-Bl. 1950 <i>nom. conserv. propos.</i>	<i>Caricion atrofusco- saxatilis</i> Nordhagen 1943	<i>Juncetum alpino- articulati</i> Philippi 1960
	Borstgraswiese			
	<i>Nardetea stricta</i> Rivas Goday et Borja Carbonell in Rivas Goday et Mayor López 1966 <i>nom. conserv. propos.</i>	<i>Nardetalia strictae</i> Preisling 1950	<i>Nardo-Juncion squarrosi</i> (Oberdorfer 1957) Passarge 1964	<i>Juncetum squarrosi</i> Oberdorfer 1934
	Kalkflachmoor, dominiert von <i>Eriophorum latifolium</i>			
	<i>Scheuchzerio palustris- Caricetea fuscae</i> Tx 1937	<i>Caricetalia davallianae</i> Br.-Bl. 1950 <i>nom. conserv. propos.</i>	<i>Caricion davallianae</i> Klika 1934	<i>Caricetum davallianae</i> (Br.-Bl.) Koch 1926

Basiphiles Flachmoor (Mischlebensraum)				
	<i>Scheuchzeria palustris-Caricetea fuscae</i> Tx 1937	<i>Caricetalia davallianae</i> Br.-Bl. 1950 <i>nom. conserv. propos.</i>	<i>Caricion davallianae</i> Klika 1934	-
	<i>Elyno-Selerietea</i> Br.-Bl. 1948	<i>Seslerietalia caeruleae</i> Br.-Bl. In Br.-Bl. et Jenny 1926	<i>Seslerion caeruleae</i> Br.-Bl. In Br.-Bl. et Jenny 1926	-

4.2 Verbreitung der Vegetationseinheiten

Das Kalkflachmoor (dominiert von *Eriophorum latifolium*) befand sich im Bachlauf oder in dessen unmittelbarer Nähe. Das Kalkflachmoor im Bachlauf setzte sich oftmals ausschliesslich aus *E. latifolium* zusammen. Bei denjenigen ausserhalb des Bachlaufs war die Artenzahl jeweils wesentlich höher und die Flächen waren nie überflutet. Deswegen kann von unterschiedlichen Vegetationseinheiten ausgegangen werden. Da die Kartierung jedoch aufgrund der Präsenz von *E. latifolium* vorgenommen wurde, wurden auch die Bestände im Bachlauf kartiert. Durch eine explizitere Definition dieser Vegetationseinheit im Kartierschlüssel hätte dies vermieden werden können. Die Schwemmufervegetation war tendenziell in den Randbereichen des Flachmoors anzutreffen, meist verschachtelt mit anderen Vegetationseinheiten. Vermutlich lag diese Vegetationseinheit in den Randbereichen, da die Bodenbildung an diesen Standorten nur wenig fortgeschritten war und sich daher kaum andere Gefässpflanzenarten etablieren konnten, was das Auftreten der diagnostischen Art *Triglochin palustris* begünstigte (Lauber et al., 2018; Mulder et al., 1996). Die Grosseggenriede traten häufig in der Nähe der Schwemmufervegetation auf, nahmen jedoch eine weitaus grössere Fläche ein. Meist standen die Grosseggenriede unter Wasser, wodurch *Carex rostrata* einen grossen Konkurrenzvorteil gegenüber anderer Gefässpflanzenarten hatte und diese Vegetationseinheiten dominierte (Lauber, 2018). Den grössten Flächenanteil nahm das basiphile Flachmoor ein. Diese Vegetationseinheit, war jeweils an den trockneren Bereichen im Untersuchungsperimeter anzutreffen. An diesen Stellen ist die Bodenbildung vermutlich weiter fortgeschritten, wodurch sich vermehrt Arten von trockneren Wiesengesellschaften etablieren konnten (Frouz et al., 2008). An einigen Stellen wechselte sich das basiphile Flachmoor mit der Borstgraswiese ab.

4.3 Charakterisierung der Vegetationseinheiten anhand der abiotischen Variablen

Das Grosseggenriede und die Schwemmufervegetation wiesen im Mittel einen Wasserstand über der Flur auf. Daher korrespondieren die zugewiesenen Gesellschaften mit den gemessenen Wasserständen (Pignatti & Pignatti, 2014; Oberdorfer et al., 1992; Pott, 1992). Der Borstgrasrasen wies den niedrigsten Grundwasserstand auf, dennoch bewegt er sich damit noch knapp in einem für Flachmoore üblichen Bereich (Bart et al., 2020; Ellenberg & Leuschner, 2010; Kotowski et al., 2000). Es könnte allerdings ein Hinweis darauf sein, dass sich das Flachmoor in diesen Bereich noch nicht von der früheren Entwässerung

erholt hat (Bart et al., 2020). Gewisse Schwankungen im Grundwasserstand sind in der Natur zu erwarten, da sich der Grundwasserstand aus der Summe von Infiltration, Exfiltration, Grundwasserfluss in und aus dem Perimeter, Verlust durch Evapotranspiration sowie der Grundwassernutzung bei Quellen zusammensetzt (Moorhead, 2001; McWhorter & Sunada, 1977). Die gemessenen Schwankungen sind verglichen zu den Grundwasserstands-Änderungen, welche in anderen Studien ermittelt wurden, eher gering (Duval & Waddington, 2011; Moorhead, 2001). Es könnte sein, dass die überschwemmten Vegetationseinheiten Grosseggenried und Schwemmufervegetation sowie der Bachlauf als Puffer für die Schwankungen im Grundwasserstand dienen und so die Schwankungen etwas ausgleichen. Dies könnte auch die gegensätzlichen Zeitpunkte der Höchst- und Tiefststände des Grundwassers der überschwemmten zu den nicht-überschwemmten Vegetationseinheiten erklären. Allerdings können sich die Schwankungen im Grundwasserstand, bedingt durch die klimatischen Verhältnisse, jährlich stark unterscheiden (Duval & Waddington, 2011). Deswegen sind die Ergebnisse von diesem Jahr nicht als eindeutig für das Flachmoor Jufplaun zu werten. Für eine sichere Aussage zum Grundwasserstand sind Folgeuntersuchungen während mehreren Jahren unabdingbar.

Das Mikrorelief unterschied sich signifikant zwischen der Schwemmufervegetation und dem Kalkflachmoor (dominiert von *Eriophorum latifolium*). Allerdings ist fraglich, ob dies in Zusammenhang mit den Gesellschaften steht oder ob dies durch die Aktivität des Flachmoores entstanden ist. In Flachmooren bildet sich das Mikrorelief aufgrund von Wasserstandsänderungen, wobei sich bei Wasserständen über der Flur keine Strukturen entwickeln (Dierssen & Dierssen, 2001). Dies könnte begründen, weswegen die Schwemmufervegetation sowie das Grosseggenried die niedrigsten Werte im maximalen Mikrorelief hatten. Sofern sich der Boden unter dem Kalkflachmoor aus Torf zusammensetzt, könnte das erhöhte maximale Mikrorelief durch die Wasserstandsänderungen erklärt werden.

Das Grosseggenried wies die höchste mittlere Vegetationshöhe auf. Dies kann durch die grosswüchsige *Carex rostrata* begründet werden, welche bis 1 m hoch werden kann (Lauber et al., 2018). Im Gegensatz dazu hatte die Schwemmufervegetation die niedrigste mittlere Vegetationshöhe, da diese sich aus vielen zerstreut und niedrig wachsenden Arten wie *Trichophorum pumilum* oder *Triglochin palustris* zusammensetzte (Lauber et al., 2018).

4.4 Charakterisierung der Vegetationseinheiten anhand der Zeigerwerte

Die Reaktionszahl unterschied sich höchst signifikant zwischen den Vegetationseinheiten, wobei das Grosseggenried die niedrigste mittlere Reaktionszahl aufwies. Dies macht Sinn, da das *Caricetum rostratae* häufig auf etwas sauren Böden vorkommt (Dierssen, 2001; Grabherr & Mucina, 1993). Aufgrund des kalkhaltigen Untergrundes wären jedoch höhere Reaktionszahlen zu erwarten (Landolt et al., 2010). Die niedrige Reaktionszahl könnte jedoch auch auf Reduktionsvorgänge im Boden zurückzuführen sein, da diese Gesellschaft unter Wasser steht (Amelung et al., 2018; Grabherr & Mucina, 1993). Daher ist es auch

nicht verwunderlich, dass das Grosseggenried die höchste mittlere Feuchtezahl aufwies. Die Werte sind typisch für das *Caricetum rostratae* (Dierssen, 2001; Grabherr & Mucina, 1993). Im Gegensatz zum Grosseggenried hatte die Schwemmufervegetation mit 3.9 die höchste Reaktionszahl. Diese Bodenverhältnisse entsprechen dem *Caricion atrofusco-saxatilis* (Delarze et al., 2015; Dierssen, 2001). Auch die mittlere Feuchtezahl von 4.1 stimmt mit den charakteristischen Eigenschaften des *Caricion atrofusco-saxatilis* überein (Delarze et al., 2015; Dierssen & Dierssen, 2001; Oberdorfer et al., 1992).

Die Borstgraswiese war mit einer mittleren Feuchtezahl von 3.4 die trockenste Vegetationseinheit im Untersuchungsgebiet, trotzdem deutet der Mittelwert noch auf einen feuchten Boden hin. Die Reaktionszahl sowie auch die Feuchtezahl stimmen mit den ökologischen Standortansprüchen des *Juncetum squarrosi* überein (Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1993; Pott, 1992). Das Kalkflachmoor (dominiert von *Eriophorum latifolium*) gehörte wiederum zu den feuchteren Vegetationseinheiten, mit einer mittleren Feuchtezahl von 4.3 und einer mittleren Reaktionszahl von 3.4. Nasse Böden sind typisch für das *Caricetum davallianae*, allerdings kommt diese Assoziation in der Regel auf basischen Böden vor (Ellenberg & Leuschner, 2010; Dierssen & Dierssen, 2001; Oberdorfer et al., 1992). Allerdings hat das *Caricetum davallianae* eine weite pH-Amplitude und kann deswegen auch in sauren Verhältnissen gedeihen (Dierssen & Dierssen, 2001). Aufgrund der mittleren Feuchtezahl von 3.6 und der mittleren Reaktionszahl von 3.9 scheint die Namensgebung des basiphilen Flachmoors zutreffend. Dass sich die Zeigerwerte signifikant zum Kalkflachmoor (dominiert von *E. latifolium*) unterscheiden, bekräftigt die Aussage, dass es sich vermutlich um einen Mischlebensraum und nicht um ein typisches *Caricion davallianae* handelt. Da die Arten des *Seslerion caerulea* tendenziell an trockenere Standorte als das *Caricion davallianae* gebunden sind, macht die niedrigere mittlere Feuchtezahl Sinn (Delarze, 2015; Grabherr & Mucina, 1993; Oberdorfer et al., 1993).

4.5 Charakterisierung der Vegetationseinheiten anhand der Diversitätsindizes

Mit einer mittleren Artenzahl von 42 hatte die Borstgraswiese die höchste Artenvielfalt, was sich auch im Shannon Index widerspiegelte. Dies ist ungewöhnlich, da die Borstgrasrasen normalerweise zu den artenärmeren Gesellschaften gehören (Delarze et al., 2015). Da sich die Borstgrasrasen tendenziell an den Randbereichen des Flachmoors befinden, könnte es jedoch sein, dass zusätzliche Arten aus anderen Lebensräumen in diese Gesellschaft eingewandert sind. Hinzu kommt, dass Borstgrasrasen auf einem kalkreichen Untergrund deutlich höhere Artenzahlen erreichen können (Pittarello et al., 2017; Delarze et al., 2015; Michalet et al., 2002). Eine signifikant geringere Artenvielfalt wiesen das basiphile Flachmoor sowie das Kalkflachmoor (dominiert von *Eriophorum latifolium*) auf. Mit einer mittleren Artenzahl von 23 Arten liegt das Kalkflachmoor in dem zu erwartenden Bereich (Alexyova, 2011; Hájková & Hájek, 2003). Vermutlich ist die mittlere Artenzahl des basiphilen Flachmoors erhöht, da es sich um ein Mischlebensraum handelt. Die geringste Artenvielfalt ist in dem Grosseggenried und der Schwemmufervegetation zu finden.

Dies könnte damit zusammenhängen, dass beide Gesellschaften grösstenteils unter Wasser standen und sich dadurch weniger Arten etablieren konnten, wobei zudem meist eine Art dominierte (Pignatti & Pignatti, 2014; Ellenberg & Leuschner, 2010). Aufgrund der Dominanz von *Carex rostrata* war der Evenness im Grosseggengried ebenfalls signifikant niedriger als in den übrigen Gesellschaften.

4.6 Jufplaun heute – ein Flachmoor?

Die ermittelten Verbände *Caricion atrofusco-saxatilis*, *Caricion davallianae* und *Magnocaricion elatae* können eindeutig als Moor-Verbände eingeordnet werden (Ellenberg & Leuschner, 2010; Dierssen & Dierssen, 2001). Das basiphile Flachmoor kann aufgrund seiner feuchten Bodenverhältnisse und dem Vorkommen von Kennarten des *Caricion davallianae* ebenfalls als ein Moor-Verband gedeutet werden (Delarze et al., 2015; Ellenberg & Leuschner, 2010; Dierssen & Dierssen, 2001). Borstgraswiesen gehören typischerweise nicht zu den Moor-Verbänden, allerdings handelt es sich beim *Nardo-Juncion* um eine feuchte Ausprägung dieses Verbandes (Theurillat et al., 1994). Im Vergleich zu der Vegetationskartierung von 1998 kann daher von einer deutlichen Zunahme der Moor-Verbände gesprochen werden (Koch, 1998). Ein Vergleich mit den Aufnahmen von 2018 ist schwierig, da keine genaue Lebensraumkartierung vorgenommen wurde (Hedinger & Zollinger, 2018). Anhand der beschriebenen Situation kann jedoch davon ausgegangen werden, dass sich zumindest das *Caricion atrofusco-saxatilis* (im Bericht als *Caricion bicolori-atrofuscae* erwähnt) ausgedehnt hat.

Die beiden häufigsten Moosarten *Scorpidium cossonii* und *Campylium stellatum* sind nässe- und kalkzeigende Moosarten und häufig im *Caricion davallianae* anzutreffen (Hájek et al., 2006; Delarze et al., 2015). Besonders *C. stellatum* erträgt keine Trockenheit und ist dadurch ein guter Indikator für eine ständig vernässte Vegetation (Manukjanová et al., 2014; Nicholson & Gignac, 1995; Gignac et al., 1991). Auch die berechneten mittleren Zeigerwerte so wie auch die gemessenen Wasserstände sprechen für eine erfolgreich wiederhergestellte Hydrologie im Flachmoor Jufplaun. Zusammengefasst spricht dies für eine positive Entwicklung des Flachmoors nach der Renaturierung.

Es wäre interessant in den nächsten Jahren Folgeuntersuchungen im basiphilen Flachmoor vorzunehmen, um zu ermitteln, ob sich diese Vegetationseinheit weiterhin vernässt und dadurch Kennarten des *Seslerion caeruleae* verdrängt werden. Auch in den Borstgrasrasen wäre es ratsam in den nächsten Jahren Folgeuntersuchungen anzustellen, um die Veränderung der Vegetation sowie des Grundwasserstandes zu beobachten. Besonders im Hinblick auf die Klimaänderung, mit der voraussichtlich früheren Schneeschmelze und der geringen Schneemasse könnte sich der Grundwasserstand stark verändern (Drexler, et al., 2013). Dieser Umstand sollte in den nächsten Jahrzehnten im Auge behalten werden. Sofern sich das Gebiet weiterhin vernässt, sind aktuell keine weiteren Renaturierungsmassnahmen notwendig.

5 Literaturverzeichnis

- Alexyova, L. (2011). Gefässpflanzenvielfalt in Österreich. Diplomarbeit. Leopold-Franzens-Universität, Institut für Ökologie, Innsbruck.
- Amelung, W., Blume, H.-P., Fleige, H., Horn, R., Kandeler, E., Kögel-Knaber, I., (...) Wilke, B.-M. (2018). *Scheffer / Schachtschabel Lehrbuch der Bodenkunde*. 17. Auflage. Springer Spektrum, Berlin.
- Bart, D., Booth, E., Loheide, S. P. & Bernthal, T. (2020). Impacts of groundwater extraction on calcareous fen floristic quality. *Journal of Environmental Quality*. 49(3), 723-734.
- Baumgartner, H. (2002). *Moore und Moorschutz in der Schweiz*. Bundesamt für Umwelt, Wald und Landschaft (BUWAL), Bern.
- Bergamini, A., Ginzler, C., Schmidt, B., Bedolla, A., Boch, S., Ecker, K., (...) Holderegger, R. (2019). Zustand und Entwicklung der Biotope von nationaler Bedeutung: Resultate 2011-2017 der Wirkungskontrolle Biotopschutz Schweiz. *WSL Berichte*, 85, 1-104.
- Bergamini, A., Peintinger, M., Fakheran, S., Moradi, H., Schmid, B. & Joshi, J. (2008). Loss of habitat specialists despite conservation management in fen remnants 1995-2006. *Elsevier*, 11(1), 65-79.
- Binz, A. & Heitz, C. (1986). *Schul- und Exkursionsflora für die Schweiz mit Berücksichtigung der Grenzgebiete. Bestimmungsbuch für wildwachsende Gefässpflanzen*. Schwabe & Co., Basel.
- Bornand, C., Gygax, A., Juillerat, P., Jutzi, M., Möhl, A., Rometsch, S., (...) Eggenberg, S. (2016). *Rote Liste Gefässpflanzen, Gefährdete Arten der Schweiz*. Umwelt-Vollzug Nr. 1621, Bundesamt für Umwelt, Bern und Info Flora, Genf.
- Bundesamt für Umwelt (BAFU) (2018). *Bericht zu Handen der UREK-S zu rechtlichen und sachlichen Fragen des Moorschutzes*. Bundesamt für Umwelt (BAFU), Bern.
- Bundesamt für Umwelt (BAFU) (2022). *Gefahrenprävention*. URL: <https://map.geo.admin.ch/?lang=de&topic=ech&bgLayer=ch.swisstopo.pixelkarte-farbe&layers=ch.bafu.gefaehrungskarte-oberflaechenabfluss> (abgerufen am 04. April 2022).
- Chytrý, M., Kočí, M., Šumberová, K., Sádlo, J., Krahulec, F., Hájková, P., (...) Simonová, A. (2007). *Vegetace České republiky 1. Travinná a keříčková vegetace / Vegetation of the Czech Republic 1. Grassland and Heathland Vegetation*. Academia, Praha.
- Chytrý, M., Tichý, L., Hennekens, S. M., Knollová, I. & Janssen, J. A. (2020). EUNIS Habitat Classification: Expert system, characteristic species combinations and distribution maps of European habitats. *Applied Vegetation Science*, 23(4), 648-675.
- Clerc, P. & Truong, C. (2012). *Catalogue des lichens de Suisse*. Version 2.0. URL: <http://www.ville-ge.ch/musinfo/bd/cjb/cataloguelichens> (abgerufen am 16. August 2022)
- Crowder, A. & MacFee, S. (1986). Seasonal deposition of ferric hydroxide plaque on roots of wetland plants. *Canadian Journal of Botany*, 64(9), 2120-2124.
- Delarze, R. G. (2015). *Lebensräume der Schweiz. Ökologie - Gefährdung - Kennarten*. 3. Auflage. hep Verlag, Bern.
- Dengler, J. (2008). Pitfalls in small-scale species-area sampling and analysis. *Folia Geobotanica*, 43(3), 269-287
- Dengler, J., Boch, S., Filibeck, G., Chiarucci, A., Dembicz, I., Guarino, R., (...) Biurrun, I. (2016). Assessing plant diversity and composition in grasslands across spatial scales: the standardised EDGG sampling methodology. *Bulletin of the Eurasian Dry Grassland Group*, 32, 13-30.
- Dierssen, K. & Dierssen, B. (2001). *Ökosysteme Mitteleuropas aus geobotanischer Sicht. Moore*. Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Drexler, J., Knifong, D., Tuil, J. L., Flint, L. E. & Flint, A. L. (2013). Fens as whole ecosystem gauges of groundwater recharge under climate change. *Journal of Hydrology*, 481, 22-34.
- Duval, T. P. & Waddington, J. M. (2011). Extreme variability of water table dynamics in temperate calcareous fens: Implications for biodiversity. *Hydrological processes*, 25(24), 3790-3802.
- Eggenberg, S. & Möhl, A. (2013). *Flora Vegetativa. Ein Bestimmungsbuch für Pflanzen der Schweiz im*

- blütenlosen Zustand*. 3., ergänzte und überarbeitete Auflage. Haupt Verlag, Bern.
- Ellenberg, H. & Leuschner, C. (2010). *Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen in ökologischer, dynamischer und historischer Sicht*. Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- ESRI (2022). *ArcGIS Pro*. URL: <https://www.esri.com/en-us/arcgis/about-arcgis/overview> (abgerufen am 18. Dezember 2022)
- ESRI (2020). *Collector for ArcGIS (Classic)*. URL: <https://doc.arcgis.com/de/collector-classic/> (abgerufen am 09. August 2022)
- Frahm, J. P. & Frey, W. (2004). *Moosflora*. 4. Auflage. Ulmer, Stuttgart.
- Frouz, J., Prach, K., Pižl, V., Hánel, L., Starý, J., Tajovský, K., (...) Jiri, K. R. (2008). Interactions between soil development, vegetation and soil fauna during spontaneous succession in post mining sites. *European Journal of Soil Biology*, 44(1), 109-121.
- Gignac, L. D., Vitt, D. H., Zoltai, S. C. & Bayley, S. E. (1991). Bryophyte response surfacea along climatic, chemical, and physical gradients in peatlands of western Canada. *Nova Hedwigia*, 53(1), 27-71.
- Grabherr, G. & Mucina, L. (1993). *Die Pflanzengesellschaften Österreichs. Teil II: Natürliche waldfreie Vegetation*. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Hájek, M., Horsák, M., Hájková, P. & Dítě, D. (2006). Habitat diversity of central Europe fens in relation to environmental gradients and an effort to standardise fen terminology in ecological studies. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 8(2), 97-114.
- Hájek, M., Plesková, Z., Syrovátka, V., Peterka, T., Laburdová, J., Kintrová, K., (...) Hájek, T. (2014). Patterns in moss element concentrations in fens across species, habitats, and regions. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 16(5), 203-218.
- Hájková, P. & Hájek, M. (2003). Species richness and above-ground biomass of poor and calcareous spring fens in the flysch West Carpathians, and their relationships to water and soil chemistry. *Preslia*, 75(3), 271-287.
- Hedinger, C. Z. (2018). *Dokumentation "Caricion-Objekte" 2018 Kanton Graubünden. Dokumentation Kartierung und Bereinigung*. Bundesamt für Umwelt (BAFU), Abteilung Arten, Ökosysteme, Landschaften, Bern.
- Heuberger, S. (2000). *Lithologisch-petrografische Karte der Schweiz – Genese 1:500000*. URL: https://map.geo.admin.ch/?topic=e&lang=de&bgLayer=ch.swisstopo.pixelkarte-farbe&layers=ch.swisstopo.geologie-geotechnik-gk500-genese&layers_opacity=0.75&E=2815743.38&N=1167933.58&zoom=7.627275270675899 (abgerufen am 03. März 2022)
- Jäger, U. & Dieter, F. (2014). *6230 Artenreiche montane Borstgrasrasen (und submontan auf dem europäischen Festland) auf Silikatböden*. Universität Frankfurt am Main, Frankfurt am Main.
- Jones, C. G., Lawton, J. H. & Shachak, M. (1994). Organisms as Ecosystem Engineers. *Oikos* 69(3), 373-386.
- Juillerat, P. B., Bornand, C., Gyax, A., Jutzi, M., Möhl, A., Nyffeler, R., (...) Eggenberg, S. (2017). *Checklist 2017 der Gefässpflanzenflora der Schweiz / de la flore vasculaire de la Suisse / della flora vascolare della Svizzera*. InfoFlora, Genf
- Klaus, G. (2007). Zustand und Entwicklung der Moore in der Schweiz. Ergebnisse der Erfolgskontrolle Moorschutz. *Bundesamt für Umwelt (BAFU), Umwelt-Zustand*, Nr. 0730, 1-97.
- Klimkowska, A., Van Diggelen, R., Grootjans, A. P. & Kotowski, W. (2010). Prospects for fen meadow restoration on severely degraded fens. *Perspectives in Plant Ecology and Systematics*, 12(3), 245-255.
- Koch, B. (1998). Die Alpbewirtschaftung in der geplanten Umgebungszone des Schweizerischen Nationalparks. *Arbeitsgemeinschaft zur Förderung des Futterbaus*, 1-19
- Kotowski, W., van Andel, J., van Diggelen, R. & Hogendorf, J. (2000). Responses of fen plant species to groundwater level and light intensity. *Plant Ecology*, 155(2), 147-156.
- Krüsi, B. O. (2014). Schlüssel zum Bestimmen von Gräsern und Grasartigen im vegetativen Zustand.

- Typoskript. Wädenswil: Zürcher Hochschule der Angewandten Wissenschaften ZHAW, Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen IUNR.
- Küchler, M. (2021). *VEGEDAZ*. URL: <https://www.wsl.ch/de/services-und-produkte/software-websites-und-apps/vegedaz.html> (abgerufen am 22. August 2022)
- Küchler, M., Küchler, H., Bergamini, A., Bedolla, A., Ecker, K., Feldmeyer-Christe, E., (...) Holderegger, R. (2018). *Moore der Schweiz: Zustand, Entwicklung, Regeneration*. (B.-S. Zürich, Hrsg.) Haupt Verlag, Bern.
- Landolt, E., Bäumler, B., Erhardt, A., Hegg, O., Klötzli, F., Lämmli, W., (...) Wohlgemuth, T. (2010). *Flora indicativa. Ökologische Zeigerwerte und biologische Kennzeichen zur Flora der Schweiz und der Alpen*. 2. Auflage. Haupt Verlag, Bern.
- Landucci, F., Šumberová, K., Tichý, L., Hennekens, S., Aunina, L., Biță-Nicolae, C., (...) Chytrý, M. (2020). Classification of the European marsh vegetation (*Phragmito-Magnocaricetea*) to the association level. *Applied Vegetation Science*, 23(2), 297-316.
- Lauber, K. W. (2018). *Flora Helvetica. Illustrierte Flora der Schweiz*. 6. Auflage. Haupt Verlag, Bern.
- Lüth, M. (2019). *Mosses of Europe - A Photographic Flora*. Vol. 1-3. Lüth, Michael, Freiburg.
- Manukjanová, A., Štechová, T. & Kučera, J. (2014). Drought Survival Test of Eight Fen Moss Species. *Cryptogamie, Bryologie*, 35(4), 397-403.
- McWhorter, D. B. & Sunada, D. K. (1977). Ground-water hydrology and hydraulics. *Water Resources Publications*, 27(5), 791-796
- Meier, M. K., Urmi, E. S., Bergamini, A. & Hofmann, H. (2013). *Checkliste der Schweizer Moose. Nationales Inventar der Schweizer Moosflora*, Institut für Systematische Botanik der Universität Zürich, Zürich.
- MeteoSchweiz. (2021). *Klimanormwerte Buffalora. Normperiode 1991-2020*. URL: <https://www.meteoschweiz.admin.ch/service-und-publikationen/applikationen/ext/climate-climsheet.html> (abgerufen am 02. Januar 2023)
- Michalet, R., Gandoy, C., Joud, D. & Pagès, J.-P. C. (2002). Plant Community Composition and Biomass on Calcareous and Siliceous Substrates in the Northern French Alps: Comparative Effects of Soil Chemistry and Water Status. *Arctis, Antarctis, and Alpine Research*, 34(1), 102-113.
- Moorhead, K. K. (Februar 2001). Seasonal water table dynamics of a southern appalachian floodplain and associated fen. *Journal of the american water resources association*, 37(1), 105-114.
- Möri, A. (2022). *Geologische Vektordatensätze GeoCover*. URL: https://map.geo.admin.ch/?topic=e&lang=de&bgLayer=ch.swisstopo.pixelkarte-farbe&layers=ch.swisstopo.geologie-geocover&layers_opacity=0.75&E=2816069.30&N=1167210.49&zoom=7.316064446453245 (abgerufen am 03. März 2022)
- Morrison, L. W. (2021). Nonsampling error in vegetation surveys: understanding error types and recommendations for reducing their occurrence. *Plant Ecol*, 222(5), 577-586.
- Mucina, L., Bültmann, H., Dierssen, K., Theurillat, J.-P., Raus, T., Čarni, A., (...) Iakushenko, D. (2016). Vegetation of Europe; hierarchical floristic classification system of vascular plant, bryophyte, lichen, and algal communities. *Applied Vegetation Science*, 19(1), 3-264.
- Mulder, C. P., Ruess, R. W. & Sedinger, J. S. (1996). Effects of Environmental Manipulations on *Triglochin Palustris*: Implications for the Role of Goose Herbivory in Controlling its Distribution. *Journal of Ecology*, 84(2), 267-278.
- Müller, N., Schnyder, N. & Schubiger, C. (2002). *Feldschlüssel für die Bestimmung der Moose in Mooren*. Forschungsstelle für Umweltbeobachtungen (FUB), Bereich Moos, Rapperswil.
- Nadig, A. (1942). *Hydrobiologische Untersuchungen in Quellen des Schweizerischen Nationalparks im Engadin (unter besonderer Berücksichtigung der Insektenfauna)*. Verlag H.R. Sauerländer & Co., Aarau.
- Nicholson, B. J. & Gignac, L. D. (1995). Ecotope dimensions of peatland bryophyte indicator species along

- gradients in the Mackenzie river basin, Canada. *The Bryologist* 98(4), 437-451.
- Oberdorfer, E., Dierssen, K., Görs, S., Krause, W., Lang, G., Müller, T., (...) Seibert, P. (1992). *Süddeutsche Pflanzengesellschaften. Teil I: Fels- und Mauergesellschaften, alpine Fluren, Wasser-, Verlandungs- und Moorgesellschaften*. 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Oberdorfer, E., Korneck, D. & Müller, T. (1993). *Süddeutsche Pflanzengesellschaften. Teil II: Sand- und Trockenrasen, Heide- und Borstgras-Gesellschaften, alpine Magerrasen, Saum-Gesellschaften, Schlag- und Hochstaudenfluren*. 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Peterka, T., Hájek, M., Jiroušek, M., Jiménez-Alfaro, B., Aunina, L., Bergamini A., (...) Chytrý, M. (2016). Formalized classification of European fen vegetation at the alliance level. *Applied Vegetation Science*, 20(1), 124-142.
- Pignatti, E. & Pignatti, S. (2014). *Plant Life of the Dolomites. Vegetation Structure and Ecology*. Naturmuseum Südtirol, Rom.
- Pittarello, M., Lonati, M., Gorlier, A., Probo, M. & Lombardi, G. (2017). Species-rich *Nardus stricta* grasslands host a higher vascular plant diversity on calcereous bedrock. *Plant Ecology & Diversity*, 10(4), 343-351.
- Pott, R. (1992). *Die Pflanzengesellschaften Deutschlands*. Eugen Ulmer, Stuttgart (Hohenheim).
- Posit Software, PBC formerly RStudio (2022). *R Studio*. URL: <https://posit.co/download/rstudio-desktop/> (abgerufen am 19 September 2022)
- Roleček, J., Tichý, L., Zelený, D. & Chytrý, M. (2009). Modified TWINSpan classification in which the hierarchy respects cluster heterogeneity. *Journal of Vegetation Science*, 20(4), 596-602.
- Scheidegger, C., Clerc, P., Dietrich, M., Frei, M., Groner, U., Keller, C., (...) Vust, M. (2002). *Rote Liste der gefährdeten Arten der Schweiz. Baum- und erdbewohnende Flechten*. BUWAL-Reihe Vollzug Umwelt, Bundesamt für Umwelt, Wald und Landschaft (BUWAL), Bern, und Eidgenössische Forschungsanstalt WSL, Birmensdorf, und Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève CJBG, Genf.
- Schmiderer, C. (2002). Die alpinen Pflanzengesellschaften der Rettkirschspitze (Wölzer Tauern, Steiermark). *Joannea Bot*, 3, 77-139.
- Schnyder, N., Bergamini, A., Hofmann, H., Müller, N., Schubiger-Bossard, C. & Urmi, E. (2004). *Rote Liste der gefährdeten Moose der Schweiz*. BUWAL-Reihe: Vollzug Umwelt, Bundesamt für Umwelt, Wald und Landschaft (BUWAL), Bern, Forschungsstelle für Umweltbeobachtungen (FUB), Rapperswil und Naturräumliches Inventar der Schweizer Moosflora (NISM).
- Schubert, R., Hilbig, W. & Klotz, S. (2010). *Bestimmungsbuch der Pflanzengesellschaften Deutschlands*. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.
- Schwabe, A. (1990). Veränderungen in montanen Borstgrasrasen durch Düngung und Brachlegung: *Antennaria dioica* und *Vaccinium vitis-idaea* als Indikatoren. *Tuxenia*, 10, 295-310.
- Sørensen, T. (1948). A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species and its application to analyses of the vegetation on Danish commons. *Kongelige Danske Videnskaberne Selskab*, 5(4), 1-34.
- Šumberová, K., Hájková, P., Hájek, M., Chytrý, M., Hroudová, Z., Navrátilová, J., (...) Ekrt a E. Ekrťová, L. (2011). *Vegetace České republiky 3. Vodní a mokřadní vegetace / Vegetation of the Czech Republic 3. Aquatic and Wetland Vegetation*. Praha: Academia.
- Swisstopo (2022) *Gebiet Jufplaun (GR) – Val Müstair* URL: https://map.geo.admin.ch/?lang=de&topic=ech&bgLayer=ch.swisstopo.pixelkarte-farbe&layers_visibility=false&layers_timestamp=18641231&E=2815795.25&N=1167764.60&zoom=8.865386706487605 (abgerufen am 18. Dezember 2022)
- Theurillat, J.P., Aeschimann, D., Küpfer, P. & Spichiger, R. (1994). The higher vegetation units of the alps. *Colloques Phytosociologiques*, 23, 189-239.
- Tichý, L. (2002). JUICE, software for vegetation classification. *Journal of Vegetation Science*, 13(3), 451-453.

- Tichý, L. & Chytrý, M. (2006). Statistical determination of diagnostic species for site groups of unequal size. *Journal of Vegetation Science*, 17(6), 809-818.
- Tschumi, B. & Weisskopf, P. (2012). *Minimales Geodatenmodell. 77.2 Bodeneignungskarte der Schweiz*. URL: swisstopo: https://map.geo.admin.ch/?topic=ech&lang=de&bgLayer=ch.swisstopo.pixelkarte-farbe&layers=ch.blw.bodeneignung-wasserspeichervermoegen&layers_opacity=0.75&E=2816060.00&N=1168205.03&zoom=7.177270991715839 (abgerufen am 03. März 2022)
- Verordnung über den Schutz der Flachmoore von nationaler Bedeutung (Flachmoorverordnung). (07. September 1994). SR 451.33 (Stand 01. November 2017).
- Verordnung über den Schutz der Hoch- und Übergangsmooren von nationaler Bedeutung (Hochmoorverordnung). (21. Januar 1991). SR 451.32, Art. 4 (Stand am 1. November 2017).
- Wheeler, B.D. & Shaw, S.C. (1991). Above-ground crop mass and species richness of the principal types of herbaceous rich-fen vegetation of lowland England and Wales. *Journal of Ecology*, 79(2), 285-301.
- Yanai, R.D., Mann, T.A., Hong, S.D., Pu, G. & Zuskewitz, J.M. (2021). The current state of uncertainty reporting in ecosystem studies: a systematic evaluation of peer-reviewed literature. *Ecosphere*, 12(6), 1-13.

Anhang

Anhang A: Vegetationsaufnahmen 1998

Anhang B: Kartierschlüssel

Anhang C: R Script

Anhang D: Digitalisierte Aufnahmeblätter

Anhang E: Mittelwerte

Anhang F: Synoptische Tabelle

Anhang A: Vegetationsaufnahmen 1998

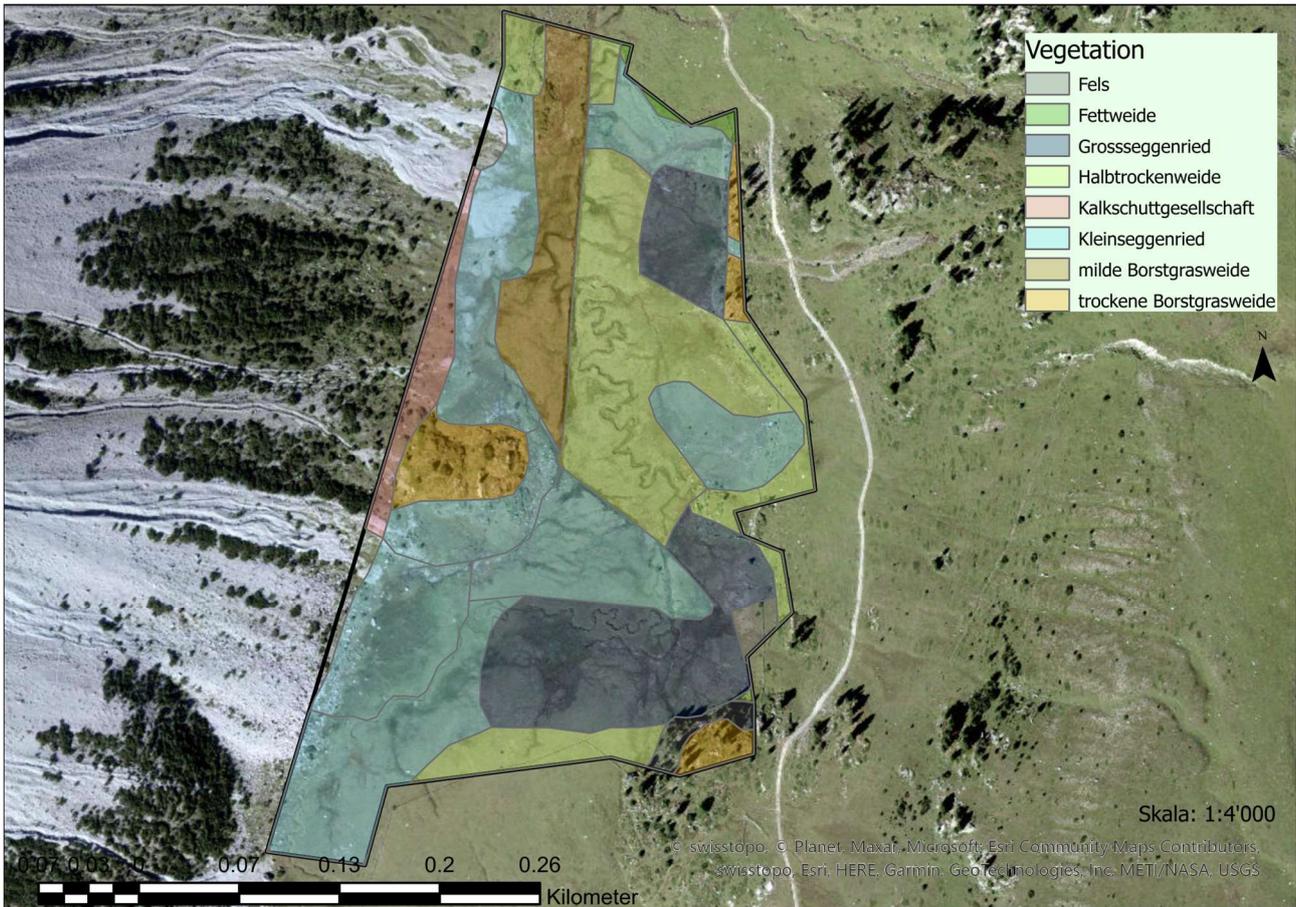


Abbildung 12 Karte Vegetationsaufnahmen im 1998 für das Gebiet Jufplaun (verändert nach Koch, 1998)

Anhang B: Kartierschlüssel

Kartierschlüssel Jufplaun

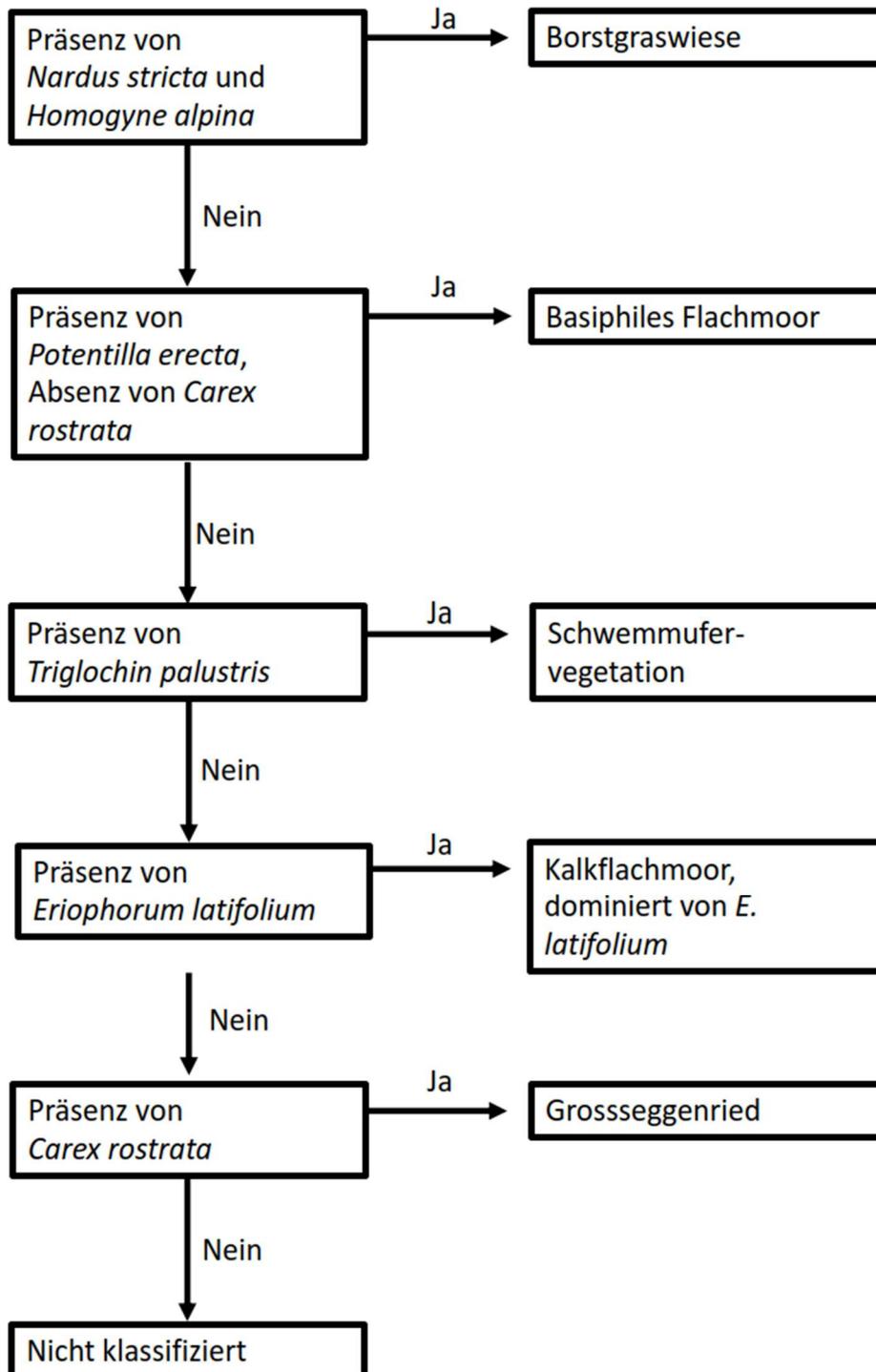


Abbildung 13 Kartierschlüssel für die Lebensraumkartierung, welcher anhand der pflanzensoziologischen Analyse erstellt wurde.

Anhang C: R Script

```
#Vorbereitungen:
#Set working directory:
setwd("~/ZHAW/Bachelorarbeit/Vegetationsdaten/R_Studio")
#Tests and visuals:
source("tests_and_visuals_deutsch.R")
#Daten einlesen:
Kopfdaten=read.csv("BA_Kopfdaten.csv", sep=";", dec = ".", stringsAsFactors = T, header=TRUE)
View(Kopfdaten)
Kopfdaten$Cluster_ID=as.character(Kopfdaten$Cluster_ID)
Kopfdaten$Tiefgruendigkeit =as.numeric(Kopfdaten$Tiefgruendigkeit)
str(Kopfdaten)

#####
#####

#Vergleich von 5 Stichproben -> einfaktorielle Varianzanalyse
#H0: Die Mittelwerte der einzelnen Faktorstufe unterscheiden sich nicht signifikant voneinander.
#H1: Mindestens ein Paar von Mittelwerten der einzelnen Faktorstufen unterscheidet sich signifikant
#alpha = 0.05

#####
#Zeigerwerte
#####
#Zeigerwert Feuchtezahl:
#Daten visualisieren:
boxplot(Kopfdaten$gew_Feuchtezahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
#Einfaktorielle Varianzanalyse:
anova_F=aov(Kopfdaten$gew_Feuchtezahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
summary(anova_F)
#p-value < 0.001 => höchst signifikante Unterschiede
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +
Varianzhomogenität:
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$gew_Feuchtezahl, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',
ylab='Feuchtezahl')
#Alle Voraussetzungen erfüllt
#Mittelwerte
tapply(Kopfdaten$gew_Feuchtezahl, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)

#####
#Zeigerwert Nährstoffzahl:
#Daten visualisieren:
boxplot(Kopfdaten$gew_Naehrstoffzahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
#Einfaktorielle Varianzanalyse:
anova_N=aov(Kopfdaten$gew_Naehrstoffzahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
summary(anova_N)
#p-value = 0.142 => keine signifikanten Unterschiede
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +
Varianzhomogenität:
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$gew_Naehrstoffzahl, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',
```

```
ylab='Nährstoffzahl')
#Alle Voraussetzungen erfüllt

#####
#Zeigerwert Lichtzahl:
#Daten visualisieren:
boxplot(Kopfdaten$gew_Lichtzahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
#Einfaktorielle Varianzanalyse:
anova_L=aov(Kopfdaten$gew_Lichtzahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
summary(anova_L)
#p-value = 0.091 => keine signifikanten Unterschiede
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +
Varianzhomogenität:
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$gew_Lichtzahl, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',
ylab='Lichtzahl')
#Alle Voraussetzungen erfüllt

#####
#Zeigerwert Reaktionszahl:
#Daten visualisieren:
boxplot(Kopfdaten$gew_Reaktionszahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
#Einfaktorielle Varianzanalyse:
anova_R=aov(Kopfdaten$gew_Reaktionszahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
summary(anova_R)
#p-value < 0.001 => höchst signifikante Unterschiede
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +
Varianzhomogenität:
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$gew_Reaktionszahl, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',
ylab='Reaktionszahl')
#Voraussetzungen erfüllt
#Mittelwerte
tapply(Kopfdaten$gew_Reaktionszahl, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)

#####
#Diversitätsindizes:
#####
#Artenzahl:
#Daten visualisieren:
boxplot(Kopfdaten$Artenzahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
#Einfaktorielle Varianzanalyse:
anova_A=aov(Kopfdaten$Artenzahl~Kopfdaten$Cluster_ID)
summary(anova_A)
#p-value < 0.001 => höchst signifikante Unterschiede
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +
Varianzhomogenität:
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$Artenzahl, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',
ylab='Artenzahl')
#Voraussetzungen erfüllt
#Mittelwerte
tapply(Kopfdaten$Artenzahl, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)
```

```
#####
```

```
#Shannon Index:  
#Daten visualisieren:  
boxplot(Kopfdaten$Shannon.Index~Kopfdaten$Cluster_ID)  
#Einfaktorielle Varianzanalyse:  
anova_shannon=aov(Kopfdaten$Shannon.Index~Kopfdaten$Cluster_ID)  
summary(anova_shannon)  
#p-value < 0.001 => höchst signifikante Unterschiede  
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +  
Varianzhomogenität:  
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$Shannon.Index, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',  
ylab='Shannon Index')  
#Voraussetzungen erfüllt  
#Mittelwerte  
tapply(Kopfdaten$Shannon.Index, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)
```

```
#####
```

```
#Evenness:  
#Daten visualisieren:  
boxplot(Kopfdaten$Shannon.Equitability~Kopfdaten$Cluster_ID)  
#Einfaktorielle Varianzanalyse:  
anova_evenness=aov(Kopfdaten$Shannon.Equitability~Kopfdaten$Cluster_ID)  
summary(anova_evenness)  
#p-value = 0.025 => signifikante Unterschiede  
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +  
Varianzhomogenität:  
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$Shannon.Equitability, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',  
ylab='Evenness')  
#Voraussetzungen erfüllt  
#Mittelwerte  
tapply(Kopfdaten$Shannon.Equitability, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)
```

```
#####
```

```
#Umweltparameter:  
#####  
#Grundwasserstand:  
#Daten visualisieren:  
boxplot(Kopfdaten$Grundwasserstand~Kopfdaten$Cluster_ID)  
#Einfaktorielle Varianzanalyse:  
anova_gws=aov(Kopfdaten$Grundwasserstand~Kopfdaten$Cluster_ID)  
summary(anova_gws)  
#p-value < 0.001 => höchst signifikante Unterschiede  
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +  
Varianzhomogenität:  
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$Grundwasserstand, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',  
ylab='Wasserstand rel. zur Bodenoberfläche [cm]')  
#Voraussetzungen erfüllt  
#Mittelwerte  
tapply(Kopfdaten$Grundwasserstand, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)
```

```
#####  
#Maximales Mikrorelief:  
#Daten visualisieren:  
boxplot(Kopfdaten$Max_Mikrorelief~Kopfdaten$Cluster_ID)  
#Einfaktorielle Varianzanalyse:  
anova_mikro=aov(Kopfdaten$Max_Mikrorelief~Kopfdaten$Cluster_ID)  
summary(anova_mikro)  
#p-value = 0.013 => signifikante Unterschiede  
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +  
Varianzhomogenität:  
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$Max_Mikrorelief, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',  
ylab='Maximales Mikrorelief [cm]')  
#Voraussetzungen erfüllt  
#Mittelwerte  
tapply(Kopfdaten$Max_Mikrorelief, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)  
  
#####  
#pH-Wert:  
#Daten visualisieren:  
boxplot(Kopfdaten$pH.Wert~Kopfdaten$Cluster_ID)  
#Einfaktorielle Varianzanalyse:  
anova_ph=aov(Kopfdaten$pH.Wert~Kopfdaten$Cluster_ID)  
summary(anova_ph)  
#p-value = 0.058 => keine signifikanten Unterschiede  
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +  
Varianzhomogenität:  
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$pH.Wert, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten', ylab='pH-  
Wert')  
#Voraussetzungen erfüllt  
  
#####  
#Tiefgründigkeit:  
#Daten visualisieren:  
boxplot(Kopfdaten$Tiefgruendigkeit~Kopfdaten$Cluster_ID)  
#Einfaktorielle Varianzanalyse:  
anova_tg=aov(Kopfdaten$Tiefgruendigkeit~Kopfdaten$Cluster_ID)  
summary(anova_tg)  
#p-value = 0.098 => keine signifikanten Unterschiede  
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen +  
Varianzhomogenität:  
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$Tiefgruendigkeit, Kopfdaten$Cluster_ID, xlab='Vegetationseinheiten',  
ylab='Tiefgründigkeit [cm]')  
#Voraussetzungen erfüllt  
  
#####  
#Mittlere Vegetationshöhe:  
#Daten visualisieren:  
boxplot(Kopfdaten$Mittlere_Vegetationshoehe~Kopfdaten$Cluster_ID)  
#Varianzhomogenität nicht gegeben -> Transformation: Mittlere Vegetationshöhe logarithmieren  
#Einfaktorielle Varianzanalyse:
```

```
anova_vh=aov(log10(Kopfdaten$Mittlere_Vegetationshoehe)~Kopfdaten$Cluster_ID)
summary(anova_vh)
#p-value = 0.043 => signifikante Unterschiede
#Visualisierung der Varianzanalyse und Visuelle Prüfung Normalverteilung der Residuen:
vis_ANOVA_clusters(Kopfdaten$Mittlere_Vegetationshoehe, Kopfdaten$Cluster_ID,
xlab='Vegetationseinheiten', ylab='Mittlere Vegetationshöhe [cm]')
#Voraussetzungen erfüllt
#Mittelwerte
tapply(Kopfdaten$Mittlere_Vegetationshoehe, Kopfdaten$Cluster_ID, mean)
#####
```

Anhang D: Digitalisierte Aufnahmeblätter

Tabelle 3 In Excel digitalisierte Aufnahmeblätter der Vegetationsaufnahmen in den Aufnahmeflächen

Plot_ID	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
Datum	03.07.2022	14.07.2022	14.07.2022	03.07.2022	13.07.2022	13.07.2022	03.07.2022	12.07.2022	12.07.2022	05.07.2022	04.07.2022	12.07.2022	11.07.2022	05.07.2022	04.07.2022	11.07.2022	11.07.2022
Deckung Krautschicht	60	15	95	20	90	80	95	75	85	70	15	65	90	85	15	50	75
Deckung Moosschicht	15	5	5	0.5	7	20	20	30	20	50	0.5	15	10	5	0.5	10	30
Deckung Streuschicht	2	1	3	5	2	4	4	8	15	5	2	7	20	10	45	1	15
Deckung Flechten	0	0	0	0	0.5	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Exposition	keine	Ost	West	keine	keine	keine	West	keine									
Gesamtdeckung [%]	75	20	98	20	96	95	99	90	95	92	15	75	95	87	15	55	90
Groesse_Plot [m2]	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Grundwasserstand [cm]	-29.8	7.8	-30.1	-0.1	-11.8	-31.3	-14.3	5.4	-16.1	-10.3	-4.2	-19.1	-14	-19.3	-1.5	-31.7	-4
Hangneigung [%]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0
Hoehenlage [m ü.M.]	2218	2230	2221	2215	2234	2234	2203	2222	2223	2255	2222	2200	2250	2237	2200	2219	2230
Max_Mikrorelief [cm]	15	9	7.5	7.5	12	16	14	15	14	17	4	16	11	12	3	13	18
Mittlere_Vegetationshöhe [cm]	5.94	6.2	8.4	6.5	6.8	7.1	9.8	12.2	9	8.4	3.7	7.1	14	13.6	4.8	6	12.4
Praezision_Koordinaten [m]	5	4	3	7	5	7	6	5	6	4	5	8	8	3	6	5	4
Tiefgründigkeit [cm]	26	19.5	26.3	44.2	33.8	53.2	63.4	45.8	34	38	<100	34	57.4	57.4	44	28	55.2
Wetter	sonnig	bewölkt	sonnig	bewölkt	sonnig	sonnig	sonnig	bewölkt	regnerisch	sonnig	sonnig						
X_Koordinaten	2816023	2816113	2816082	2816027	2816114	2816073	2816038	2816129	2816078	2816038	2815962	2816131	2816131	2816035	2815983	2816114	2816083
Y_Koordinaten	1167943	1167892	1167891	1167907	1167843	1167849	1167851	1167795	116796	1167792	1167783	1167783	1167747	1167750	1167743	1167702	1167693
Agrostis alpina Scop.	.	.	4	.	2	2	.	.	1
Agrostis stolonifera L.	0.01	.	.	2	0.2	.	0.5	.
Alchemilla alpina aggr.	.	.	0.1
Alchemilla coriacea aggr.	.	.	0.5	0.3	.	.	.
Antennaria carpatica (Wahlenb.) Bluff & Fingerh.	.	.	3	.	5	0.1	.	.	3	0.01	.	.	0.01	0.01	.	0.5	.
Antennaria dioica (L.) Gaertn.	.	.	0.1
Anthoxanthum odoratum L.	0.05	.	.	.
Arabis subcoriacea Gren.	.	0.01
Arctostaphylos alpina (L.) Spreng.
Arnica montana L.	.	.	3
Aster alpinus L.	.	.	1
Aster bellidiastrum (L.) Scop.	.	.	3	.	6	4	4	0.05	4	5	.	5	.	0.3	.	0.1	0.1
Avenella flexuosa (L.) Drejer	1	0.001	.	.	.
Bartsia alpina L.	.	.	1	.	2	6	.	0.5	0.1	0.1	.	0.1	.	.	.	0.1	.
Blysmus compressus (L.) Link	2
Brachythecium salebrosum (F.Weber & D.Mohr) Schimp., nom. cons.	0.2
Briza media L.	.	.	0.1
Bryum pseudotriquetrum (Hedw.) G.Gaertn. & al.	2	.	.	5	.	.	0.3	.	0.25	.	.
Campanula scheuchzeri Vill.	.	.	4	.	.	0.5	0.2	.	.	.
Campyllum stellatum (Hedw.) Lange & C.E.O.Jensen	10	.	.	.	0.3	6	8	.	.	5	.	5	3	.	.	0.5	.
Campyllum stellatum subsp. protensum (Brid.) C.E.O.Jensen	27
Carex canescens L.
Carex capillaris L.	1	.	3	.	0.5	5	.	.	.	0.2	.	.	.	0.03	10	.	.
Carex curvula All. subsp. curvula	.	.	4	.	.	1
Carex curvula subsp. rosae Gilomen	.	1	2	.	.	.	6	4	.	.	2	0.5
Carex davalliana Sm.	10	0.5	1	.	8	1	10	10	10	8	10	0.5	17	2	.	0.5	20
Carex dioica L.
Carex firma Host	.	.	9	.	15	10	.	2	15	0.05	.	10	20	.	.	10	10
Carex flacca Schreb.	3	5	0.01	.	.	.
Carex flava L.	15	.	3	.	0.5	2	.	4	.	.	.	2	0.5
Carex nigra (L.) Reichard	.	.	0.5	.	.	.	1	10	.	0.5	.	1	20	.	.	.	10
Carex panicea L.	4	0.01	4	.	10	10	10	6	10	45	.	10	20	30	.	3	1
Carex pauciflora Lightf.	2	.	.
Carex rostrata Stokes	1	15	20	.	.	.
Cetraria Islandica Schaer.	.	.	2	.	.	1	.	.	0.5	0.1
Cinclidium stygium Sw.
Cirsium acaule Scop.	0.5	.	1	3	0.01	.	0.1	.	.	.	3	.

Plot_ID	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
Datum	03.07.2022	14.07.2022	14.07.2022	03.07.2022	13.07.2022	13.07.2022	03.07.2022	12.07.2022	12.07.2022	05.07.2022	04.07.2022	12.07.2022	11.07.2022	05.07.2022	04.07.2022	11.07.2022	11.07.2022
Deckung Krautschicht	60	15	95	20	90	80	95	75	85	70	15	65	90	85	15	50	75
Deckung Moosschicht	15	5	5	0.5	7	20	20	30	20	50	0.5	15	10	5	0.5	10	30
Deckung Streuschicht	2	1	3	5	2	4	4	8	15	5	2	7	20	10	45	1	15
Deckung Flechten	0	0	0	0	0.5	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Exposition	keine	Ost	West	keine	keine	keine	West	keine									
Gesamtdeckung [%]	75	20	98	20	96	95	99	90	95	92	15	75	95	87	15	55	90
Groesse_Plot [m2]	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Grundwasserstand [cm]	-29.8	7.8	-30.1	-0.1	-11.8	-31.3	-14.3	5.4	-16.1	-10.3	-4.2	-19.1	-14	-19.3	-1.5	-31.7	-4
Hangneigung [%]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0
Hoehenlage [m ü.M.]	2218	2230	2221	2215	2234	2234	2203	2222	2223	2255	2222	2200	2250	2237	2200	2219	2230
Max_Mikrorelief [cm]	15	9	7.5	7.5	12	16	14	15	14	17	4	16	11	12	3	13	18
Mittlere_Vegetationshöhe [cm]	5.94	6.2	8.4	6.5	6.8	7.1	9.8	12.2	9	8.4	3.7	7.1	14	13.6	4.8	6	12.4
Praezision_Koordinaten [m]	5	4	3	7	5	7	6	5	6	4	5	8	8	3	6	5	4
Tiefgründigkeit [cm]	26	19.5	26.3	44.2	33.8	53.2	63.4	45.8	34	38	<100	34	57.4	57.4	44	28	55.2
Wetter	sonnig	bewölkt	sonnig	bewölkt	sonnig	sonnig	sonnig	bewölkt	regnerisch	sonnig	sonnig						
X_Koordinaten	2816023	2816113	2816082	2816027	2816114	2816073	2816038	2816129	2816078	2816038	2815962	2816131	2816131	2816035	2815983	2816114	2816083
Y_Koordinaten	1167943	1167892	1167891	1167907	1167843	1167849	1167851	1167795	116796	1167792	1167783	1167783	1167747	1167750	1167743	1167702	1167693
Cladonia arbuscula (Wallr.) Flot.
Cladonia symphyrcarpia Cladonia symphyrcarpia (Flörke) Fr.	.	.	.	0.5	1
Coeloglossum viride (L.) Hartm.	.	.	0.1	0.002	.	.	.	0.002	.	.	.
Crepis alpestris (Jacq.) Tausch
Crepis aurea (L.) Cass.
Crepis kernerii Rech. f.
Deschampsia cespitosa (L.) P. Beauv.	.	.	1	.	.	0.01	.	.	.	0.3
Dicranella varia aggr.	10
Dicranum spadiceum J.E.Zetterst.	0.07	4.5	0.5	.	.	0.5	.
Empetrum hermaphroditum Hagerup	.	.	4	0.5	.
Equisetum variegatum Schleich.	0.5	0.05	0.1	.	0.5	0.5	7	0.5	0.5	1	4	0.1	0.1	0.05	.	0.5	0.1
Eriophorum latifolium Hoppe	0.5	1	.	.	1	.	20	4	.	0.02	2	7	5
Euphrasia minima Schleich.	0.001	.	.	.
Festuca quadriflora Honck.	1	6	.
Gallium anisophyllum Vill.	.	.	0.5	0.01	.	.	.	0.1	.	.	.
Gentiana asclepiadea L.
Gentiana bavarica L.	.	.	1
Gentiana clusii E. P. Perrier & Sonjeon	.	.	0.5	.	1	1	.	.	7	0.02	.	0.01	0.01	0.03	.	2	0.1
Gentiana punctata aggr.	0.5
Globularia nudicaulis L.
Hieracium pilosella L.	.	.	0.1
Homogyne alpina (L.) Cass.	.	.	8	.	0.01	7	12	.	.	.
Juncus alpinoarticulatus Chaix	2
Juncus articulatus L.	9	0.01	.	.	0.5	0.5	10	3	0.5	5	2	1	10	.	.	0.1	1
Juncus triglumis L.
Juniperus communis subsp. alpina Celak.	.	.	0.1	.	0.01	0.01	.	.	.	2	.
Leontodon helveticus Mérat	.	.	0.5	.	.	0.5	0.01
Lescurea saxicola (Schimp.) Molendo
Ligusticum mutellina (L.) Crantz	.	.	2	.	0.01	2	0.5	.	0.01	.
Lotus alpinus (DC.) Ramond	.	.	2
Luzula sudetica (Willd.) Schult.	.	.	1	0.05	.	.	.
Molinia caerulea (L.) Moench	5	.	.	.	6	.	5	.	0.5	.	.	.	2	0.5	.	0.1	.
Nardus stricta L.	.	.	8	.	.	7	8	.	.	.
Nigritella austriaca (Teppner & E. Klein) P. Delforge	.	.	0.1
Palustriella commutata (Hedw.) Ochyra	2.25
Palustriella decipiens (De Not.) Ochyra	10
Parnassia palustris L.	1	.	2	.	1	.	0.5	7	1	0.1	.	1	0.01	.	.	0.5	1

ZHAW LSFM

BA, 2023

Zoë Bellwald, UI 18

Plot_ID	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
Datum	03.07.2022	14.07.2022	14.07.2022	03.07.2022	13.07.2022	13.07.2022	03.07.2022	12.07.2022	12.07.2022	05.07.2022	04.07.2022	12.07.2022	11.07.2022	05.07.2022	04.07.2022	11.07.2022	11.07.2022
Deckung Krautschicht	60	15	95	20	90	80	95	75	85	70	15	65	90	85	15	50	75
Deckung Mooschicht	15	5	5	0.5	7	20	20	30	20	50	0.5	15	10	5	0.5	10	30
Deckung Streuschicht	2	1	3	5	2	4	4	8	15	5	2	7	20	10	45	1	15
Deckung Flechten	0	0	0	0	0.5	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Exposition	keine	Ost	West	keine	keine	keine	West	keine									
Gesamtdeckung [%]	75	20	98	20	96	95	99	90	95	92	15	75	95	87	15	55	90
Groesse_Plot [m2]	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Grundwasserstand [cm]	-29.8	7.8	-30.1	-0.1	-11.8	-31.3	-14.3	5.4	-16.1	-10.3	-4.2	-19.1	-14	-19.3	-1.5	-31.7	-4
Hangneigung [%]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0
Hoeehenlage [m ü.M.]	2218	2230	2221	2215	2234	2234	2203	2222	2223	2255	2222	2200	2250	2237	2200	2219	2230
Max_Mikrorelief [cm]	15	9	7.5	7.5	12	16	14	15	14	17	4	16	11	12	3	13	18
Mittlere_Vegetationshöhe [cm]	5.94	6.2	8.4	6.5	6.8	7.1	9.8	12.2	9	8.4	3.7	7.1	14	13.6	4.8	6	12.4
Praezision_Koordinaten [m]	5	4	3	7	5	7	6	5	6	4	5	8	8	3	6	5	4
Tiefgründigkeit [cm]	26	19.5	26.3	44.2	33.8	53.2	63.4	45.8	34	38	<100	34	57.4	57.4	44	28	55.2
Wetter	sonnig	bewölkt	sonnig	bewölkt	sonnig	sonnig	sonnig	bewölkt	regnerisch	sonnig	sonnig						
X_Koordinaten	2816023	2816113	2816082	2816027	2816114	2816073	2816038	2816129	2816078	2816038	2815962	2816131	2816131	2816035	2815983	2816114	2816083
Y_Koordinaten	1167943	1167892	1167891	1167907	1167843	1167849	1167851	1167795	116796	1167792	1167783	1167783	1167747	1167750	1167743	1167702	1167693
<i>Pedicularis palustris</i> L.	.	.	0.5	0.5	.	.	.	0.5
<i>Phyteuma orbiculare</i> L.	0.1	0.01	.	.	.	0.1	.	.	.
<i>Pinguicula alpina</i> L.	.	0.1	.	.	3	.	0.1	.	8	0.05	.	2	.	.	.	0.5	.
<i>Plantago alpina</i> L.	.	.	9	.	.	1
<i>Plantago atrata</i> Hoppe	0.05	.	.	.
<i>Platydictya jungermannioides</i> s (Brid.) H.A.Crum
<i>Poa alpina</i> L.	3	1	.	.	.	1	3	.	.	.
<i>Poa supina</i> Schrad.	.	.	1
<i>Polygonum viviparum</i> L.	0.1	.	0.5	.	.	0.5	2	7	4	4	.	0.1	3	2	.	0.1	2
<i>Potentilla erecta</i> (L.) Raeusch.	1	.	3	.	1	2	3	.	5	3	.	0.5	4	8	.	0.5	6
<i>Primula farinosa</i> L.	1	0.01	1	.	0.5	5	3	0.5	0.5	0.01	.	0.5	0.01	.	.	2	1
<i>Prunella vulgaris</i> L.	.	.	0.5
<i>Ranunculus alpestris</i> L.	.	.	1	.	0.5	0.5	.	0.01	0.05	.	.	7	0.01	.	.	0.05	.
<i>Ranunculus montanus</i> aggr.	1	.	1	.	.	2	0.5	.	.	0.1	.	.	.	0.5	.	0.05	0.1
<i>Salix breviserrata</i> Flod.	0.05	6	0.2	.	0.5	1
<i>Salix foetida</i> DC.	0.05	.	.	.	0.1	7	2
<i>Salix reticulata</i> L.	2	1	1	3	.	.	1
<i>Scabiosa lucida</i> Vill.	0.02
<i>Scorpidium cossonii</i> (Schimp.) Hedenäs	5	5	.	.	0.4	.	10	30	.	40	.	5	6	.	0.5	3	3
<i>Sedum annuum</i> L.	1	.
<i>Selaginella selaginoides</i> (L.) Schrank & Mart.	0.5	.	0.1	.	0.1	0.1	0.5	0.01	0.1	.	.	0.1	0.01	.	.	0.01	0.01
<i>Sesleria caerulea</i> (L.) Ard.	.	.	5	.	6	6	.	0.1	8	0.002	.	0.1	0.5	.	.	0.1	2
<i>Soldanella alpina</i> L.	.	.	3	.	3	0.1	.	.	.	0.01	.	.	.	0.1	.	0.01	.
<i>Sorbus chamaemespilus</i> (L.) Crantz	0.05
<i>Thalictrum alpinum</i> L.	0.1	.	0.5	.	0.5	1	0.5	0.1	0.5	0.1	.	0.1	2	2	.	1	3
<i>Thesium alpinum</i> L.	0.5
<i>Tofieldia calyculata</i> (L.) Wahlenb.	.	.	1	.	3	0.5	0.1	.	.	0.01	3	.
<i>Tofieldia pusilla</i> (Michx.) Pers.	4	.	5	4
<i>Tortella tortuosa</i> (Hedw.) Limpr.	.	.	5	.	6	14	6	.
<i>Trichophorum cespitosum</i> (L.) Hartm.	5	5	.
<i>Trichophorum pumilum</i> (Vahl) Schinz & Thell.	8	15	.	20	10	8	.	.	1	8	10	4	4	.	5	5	5
<i>Trifolium pratense</i> L.	.	.	1
<i>Triglochin palustris</i> L.	.	0.01	.	2	.	.	1	.	.	.	3
<i>Trollius europaeus</i> L.	.	.	4	.	5	3	.	.	.	0.01	.	.	.	0.3	.	.	.

Plot_ID	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35
Datum	05.07.2022	09.07.2022	05.07.2022	09.07.2022	09.07.2022	06.07.2022	06.07.2022	07.07.2022	08.07.2022	08.07.2022	07.07.2022	07.07.2022	08.07.2022	13.07.2022	13.07.2022	12.07.2022	11.07.2022	06.07.2022
Deckung Krautschicht	60	65	70	90	60	75	60	65	90	65	40	70	85	20	45	40	50	65
Deckung Moosschicht	1	2	15	10	35	20	15	70	5	30	20	40	40	2	30	9	0	0.1
Deckung Streuschicht	50	3	10	7	5	10	12	7	5	15	60	10	15	2	15	2	50	20
Deckung Flechten	0	0	0	10	0	0	0	0	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Exposition	keine																	
Gesamtdeckung [%]	60	67	85	95	96	80	70	90	95	75	60	85	95	22	50	49	50	65
Groesse_Plot [m2]	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Grundwasserstand [cm]	-9.1	-24.8	-9	-25.9	-17.3	-17.2	-26.6	0	-23.5	-5.9	13.9	-7.6	-17.7	3.5	3.8	2.4	22.4	-37.5
Hangneigung [%]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hoehenlage [m ü.M.]	2219	2234	2204	2238	2216	2219	2204	2226	2227	2223	2238	2225	2245	2224	2207	2242	2229	2247
Max_Mikrorelief [cm]	12	28.5	9	12.5	12	11	10	9	10	21	18	11	13	7	30	4	0	12
Mittlere_Vegetationshöhe [cm]	23.4	19.8	6.6	6.6	7.6	7.8	6.5	10.8	6	8	19.8	10.2	9.8	8.2	24.6	9.7	60.2	20.4
Praezision_Koordinaten [m]	6	6	6	8	4	5	5	7	4	4	3	8	4	2	7	4	4	5
Tiefgründigkeit [cm]	72.2	53.4	41.4	37.6	44.1	46.8	64.2	78	34	48.8	42.8	58	71.2	40.4	41.4	21.9	38.4	51.6
Wetter	bewölkt	sonnig	bewölkt	sonnig	sonnig	sonnig	sonnig	windig	sonnig	windig	windig	windig	windig	sonnig	sonnig	sonnig	sonnig	bewölkt
X_Koordinaten	2816035	2816092	2816028	2816131	2816075	2816022	2815982	2815934	2816136	2816087	2816044	2815982	2816090	2816078	2816052	2816133	2816091	2815968
Y_Koordinaten	1167702	1167635	1167654	1167600	1167593	1167603	1167593	1167599	1167558	1167540	1167558	1167552	1167499	1167874	1167850	1167772	1167628	1167580
Cladonia arbuscula (Wallr.) Flot.	10
Cladonia symphyrcarpia Cladonia symphyrcarpia (Flörke) Fr.	.	.	.	5	5
Coeloglossum viride (L.) Hartm.	.	.	0.01	0.01
Crepis alpestris (Jacq.) Tausch	.	2
Crepis aurea (L.) Cass.	.	1	.	.	0.7
Crepis kernerl Rech. f.	0.2
Deschampsia cespitosa (L.) P. Beauv.	0.1	0.5
Dicranella varia aggr.
Dicranum spadiceum J.E.Zetterst.	.	.	.	8	.	3	5	3	.	3	.	.	2	.	.	2	.	.
Empetrum hermaphroditum Hagerup	.	.	.	2	.	.	0.05
Equisetum variegatum Schleich.	2	0.1	3	.	3	0.5	.	.	0.1	2	.	0.5	1	.	0.1	2	.	0.01
Eriophorum latifolium Hoppe	45	15	5	1	1	7	2	1	8	1	.	10	2	.	.	0.5	0.5	40
Euphrasia minima Schleich.	0.001
Festuca quadriflora Honck.	0.2	.	0.3	15	.	1	1	.	.	10
Gallium ansophyllum Vill.	0.001
Gentiana asclepiadea L.	2
Gentiana bavarica L.	.	.	.	0.1	0.5
Gentiana clusii E. P. Perrier & Soneon	.	0.1	1	0.5	0.1	0.5	3	.	0.1	0.5
Gentiana punctata aggr.
Globularia nudicaulis L.	.	.	.	0.01
Hieracium pilosella L.
Homogyne alpina (L.) Cass.	.	.	.	0.5	0.5	.	.	.	3	4
Juncus alpinoarticulatus Chaix	0.1	.	4
Juncus articulatus L.	0.1	0.5	.	.	0.5	0.5	0.5	.	1	.	.	2	1	0.5
Juncus triglumis L.	0.1	3
Juniperus communis subsp. alpina Celak.	0.1
Leontodon helveticus Mérat	0.5	0.5	.	.	.	0.5	0.01
Lescurea saxicola (Schimp.) Molendo	.	.	.	0.1
Ligusticum mutellina (L.) Crantz	1	1	.	0.5
Lotus alpinus (DC.) Ramond	0.1
Luzula sudetica (Willd.) Schult.	0.5
Molinia caerulea (L.) Moench	.	0.5	.	1	5
Nardus stricta L.	.	1	.	0.7
Nigritella austriaca (Teppner & E. Klein) P. Delforge
Palustriella commutata (Hedw.) Ochyra	5
Palustriella decipiens (De Not.) Ochyra
Parnassia palustris L.	0.1	1	0.01	0.1	0.1	0.1	0.5	0.1	.	0.5	.	0.5	0.5	.	.	0.5	.	0.1

Anhang E: Mittelwerte

Tabelle 4 Mittelwerte der untersuchten Parameter, welche signifikante Unterschiede in den Vegetationseinheit aufwiesen.

	Borstgraswiese	Basiphiles Flachmoor	Grosseggenried	Schwemmufervegetation	Kalkflachmoor, dominiert von Eriophorum latifolium
Feuchtezahl	3.4	3.6	4.8	4.1	4.3
Reaktionszahl	3.4	3.9	25	3.9	3.4
Artenzahl	42.0	31.1	5.0	8.8	23.4
Shannon Index	2.9	2.5	0.8	1.1	2.1
Evenness	0.8	0.7	0.5	0.6	0.7
Grundwasserstand [cm]	-26.7	-15.3	11.6	1.9	-13.5
Maximales Mikrorelief [cm]	12.0	13.3	7.0	6.3	16.7
Mittlere Vegetationshöhe [cm]	8.9	9.3	28.3	6.9	14.2

Anhang F: Synoptische Tabelle

Tabelle 5 Vollständige synoptische Tabelle der fünf Vegetationseinheiten. Ersichtlich sind die diagnostischen Arten je Vegetationseinheit sowie die Begleitarten mit ihren jeweiligen Stetigkeitswerten. Ein * nach dem Stetigkeitswert = phi-Wert ≥ 0.25, zwei * = phi-Wert von ≥ 0.5. Zudem sind die durchschnittlichen Artenzahlen sowie die durchschnittliche Gesamtdeckung aufgeführt. Arten, welche mit einem * markiert sind, sind für mehrere Vegetationseinheiten diagnostisch, wurden jedoch nur in der Vegetationseinheit mit der höheren Stetigkeit aufgeführt.

Table with columns for Cluster Nummer, Plot_ID, and 25 vegetation units. Rows include species names, their average fidelity percentages, and their presence/absence across the 25 units. Species are grouped into diagnostic types: Grosseggengried, Schwemmufervegetation, and Borstgraswiese.

