

Masterarbeit

zur Erlangung des akademischen Grades

Master of Science

Im Studiengang „Landnutzungsplanung“

Fachbereich Landschaftswissenschaften und Geomatik

*„Vergleichende mikroskopische Untersuchung der Ausstattung von
Getreidearten und Gräsern mit verschiedenen Formtypen von
Phytolithen – Eine umweltgeschichtliche Grundlagenstudie“*

Vorgelegt von: Tirza Becker & Susan Kittendorf

Erstprüfer: Prof. Dr. Maik Stöckmann

Zweitprüfer: Prof. Dr. David Vollmuth

06.10.2025

URN: **urn:nbn:de:gbv:519-thesis-2025-0159-1**

Gendererklärung

Aus Gründen der besseren Lesbarkeit wird in dieser Masterarbeit vorrangig die maskuline Sprachform angewandt, diese soll geschlechtsunabhängig verstanden werden.

Eidesstattliche Erklärung

Wir, Tirza Becker und Susan Kittendorf, erklären hiermit an Eides Statt, dass wir die vorliegende Master-Arbeit mit dem Thema „*Vergleichende mikroskopische Untersuchung der Ausstattung von Getreidearten und Gräsern mit verschiedenen Formtypen von Phytolithen – Eine umweltgeschichtliche Grundlagenstudie*“ selbständig und ohne Benutzung anderer als angegebenen Hilfsmittel angefertigt haben, die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Gedanken sind als solche kenntlich gemacht. Die Arbeit wurde bisher in gleicher und ähnlicher Form keiner anderen Prüfungsbehörde vorgelegt und auch noch nicht veröffentlicht.

Nbg., 06.10.2025

Ort, Datum

Zusammenfassung

Diverse Gefäßpflanzen nehmen über die Wurzeln in Wasser gelöste Monokieselsäure (H_4SiO_4) auf, welche sich in den Zellwänden und Zellen der Pflanze in kristalliner Form anreichert. Diese kristallartigen mikroskopisch kleinen Strukturen werden u. a. als Phytolithe bezeichnet. Die Konzentration an Phytolithen in archäologischen Böden kann ein Indikator für intensive menschliche Aktivitäten sein (CABANES 2020: 267). Phytolithe stellen somit ein bedeutendes Analyseinstrument im Fachgebiet der Archäobotanik (MADELLA ET AL. 2005: 253) und Paläoökologie dar, bspw. um Aussagen über den Beginn und die Verbreitung von Kulturlandschaften (Neolithisierung) sowie kulturelle Praktiken treffen zu können.

In dieser Master-Thesis wurde die Phytolithen-Morphologie verschiedener Gras- und Getreidearten systematisch untersucht und verglichen, mit dem Ziel, taxonomisch relevante Unterschiede zwischen Gattungen und gegebenenfalls Arten zu identifizieren. Hierzu wurden ausgewählte, in Mitteleuropa heimische Gräser und möglichst ursprüngliche mitteleuropäische Getreidesorten (insbesondere *Triticeae*) beschafft, im Labor extrahiert und unter dem Mikroskop analysiert. Die Proben stammen vor allem aus der Familie der *Poaceae*, zu der sowohl die meisten Gräser zugehörig sind als auch die gesamten Getreidesorten.

Ein zentraler Bestandteil der Arbeit war die Erstellung von Referenzproben sowie die Erstellung einheitlicher Ergebnissteckbriefe je Pflanzenart bzw. -sorte. Diese dokumentieren die erfassten Phytolithen-Muster, Häufigkeiten und Größenverteilungen in standardisierter Form. Damit wurde eine Grundlage geschaffen, die eine vergleichende Bewertung und Identifikation von Phytolithen in zukünftigen archäobotanischen und paläoökologischen Untersuchungen ermöglicht.

Die Ergebnisse zeigen Unterschiede zwischen den untersuchten Gräsern und Getreiden hinsichtlich Morphologie, Größenverteilung und relativer Häufigkeit der Phytolithen-Formtypen. Während Gräser durch eine größere morphologische Vielfalt und einen höheren Anteil kleiner Phytolithe gekennzeichnet sind, weisen Getreidearten eine geringere Anzahl an Formtypen und größere Silikatkörper auf. Spezifische Morphotypen, wie ELO_DEN und ELO_DET, treten primär in Getreidespelzen auf und bestätigen damit die in der Literatur beschriebenen Befunde (HERMANS ET AL. 2025, 2023). Beide Formtypen können als diagnostisches Merkmal zur taxonomischen Differenzierung herangezogen werden.

Die Phytolithen-Analyse leistet damit einen bedeutenden Beitrag für die archäobotanische Grundlagenforschung. Sie bildet die Basis, um in Sedimentproben pflanzliche Reste ohne Makrofossilien zu identifizieren und Rückschlüsse auf Vegetationszusammensetzung, Landnutzung und Anbaupraktiken zu ziehen. In zukünftigen Untersuchungen können die erarbeiteten Referenzdaten angewendet und durch zusätzliche mitteleuropäische Arten ergänzt werden, um die Aussagekraft weiter zu erhöhen. Damit trägt die vorliegende Studie zur methodischen Weiterentwicklung und Standardisierung der Phytolithen-Analyse, vor allem im Studienkontext, bei.

Abstract

Phytoliths are microscopic silica bodies that accumulate in the cells and cell walls of vascular plants and serve as an important analytical tool in archaeobotany and palaeoecology. This study systematically examined the phytolith morphology of various grass and cereal species in order to identify taxonomically relevant differences and to establish a foundation for distinguishing domesticated cereals from wild grasses. For this purpose, selected Central European species of the Poaceae family were sampled, extracted in the laboratory, microscopically analysed, and documented in standardized reference profiles.

The results reveal clear differences in both morphology and size distribution. Grasses are characterized by a higher diversity of forms and a predominance of small phytoliths, whereas cereals show larger and more elongated types. Specific morphotypes such as ELO_DEN and ELO_DET occur almost exclusively in cereal husks and thus provide reliable diagnostic criteria for differentiation. The reference data generated in this study provide a methodological basis for future archaeobotanical research and contribute to reconstructing vegetation patterns, land-use intensity, and early agricultural practices in Central Europe.

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis.....	7
Tabellenverzeichnis.....	8
Abkürzungsverzeichnis.....	8
1 Einleitung.....	9
1.1 Relevanz des Themas	9
1.2 Zielstellung	10
1.3 Vorgehensweise	11
2 Theoretischer Rahmen	12
2.1 Exkurs Phytolithe.....	12
2.1.1 Silizium-Kreisläufe.....	12
2.1.2 Silizium als Pflanzennährstoff.....	13
2.1.3 Grundlagen Silizium – Bedeutung, Merkmale & wissenschaftliche Einordnung	13
2.1.4 Störungen und Potentiale Si-Kreislauf.....	17
2.1.5 Ursprünge der Forschung	19
2.1.6 Aktueller Forschungsstand	23
2.1.7 Systematiken & Taxonomie.....	26
2.2 Exkurs Süßgräser/Getreide.....	29
2.2.1 Ursprung Getreideanbau.....	29
2.2.2 Prähistorische Ackersysteme – Celtic Fields.....	31
2.2.3 Domestizierung – Süßgras zu Getreide	33
3 Methoden.....	37
3.1 Grundlagenrecherche.....	37
3.2 Datenerhebung	38
3.2.1 Beschaffung der Pflanzenproben	38
3.2.2 Extraktion.....	42
3.2.3 Mikroskopische Ausarbeitung	44
4 Untersuchungsergebnisse	46
4.1 Ergebnisse Größenklassen.....	46
4.2 Ergebnisse Morphotypen	47
4.3 Integrierte Ergebnisse: Größenklassen & Morphotypen	49
5 Datenanalyse	51
5.1 Diskussion der Ergebnisse	51
5.1.1 Größenklassen	51
5.1.2 Morphotypen.....	52
5.2 Fehlerquellen.....	55

5.2.1	Unerfahrenheit	55
5.2.2	Oxidationsprozess.....	56
5.2.3	Unvollständige Pflanzenproben	56
5.2.4	Extraktion.....	57
5.2.5	Standorte	57
6	Fazit	58
6.1	Schlussfolgerungen	58
6.2	Ausblick	59
	Quellenverzeichnis	60
	Literatur	60
	Kartenportale	66
	Bildquellen.....	66
	Tabellen	67
	Anhang	68
	Anhang 1: Ergebnissteckbriefe.....	70
	Anhang 1.1: Gräser	70
	Anhang 1.2: Getreide	169
	Anhang 2: Matrixdiagramm - Getreide & Gräser im Vergleich	198
	Anhang 3: Kurzbeschreibung Formtypen	206
	Anhang 4: Beispielfotos Formtypen	207

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Funktionen des Silikats, Al: Aluminium, As: Arsen, Cd: Cadmium, Fe: Eisen, Mn: Mangan, N: Stickstoff, P: Phosphor, $\text{SiO}_2 \cdot n\text{H}_2\text{O}$: Opal, Silikatgel, $\text{Si}(\text{OH})_4$: Kieselsäure (BRAUNE 2014: 14).....	17
Abbildung 2: "Kieselkörper"-Darstellung aus Julius Wiesners (1838-1916) Die Rohstoffe des Pflanzenreichs (TURNBULL ET AL. 2023: 658).....	21
Abbildung 3: Neolithisierung in Westasien & Mitteleuropa (ZACH ET AL. 2023: 39)	30
Abbildung 4: Anbau wichtigster Kulturpflanzen Deutschlands. Darstellung nach Gebieten Westdeutschland (W), Süd- und Mitteldeutschland (S+M) & Norddeutsches Tiefland (N). Größe der Zeichen bestimmt Häufigkeit des Vorkommens (BEHRE 2008: 244).....	31
Abbildung 5: Bereich "Fruchtbarer Halbmond" mit wichtigsten Fundstellen der frühen Jungsteinzeit in Südwestasien. Gefärbte Fläche kennzeichnet Wald/Waldsteppe der damaligen Zeit (MIEDANER 2014: 16).....	34
Abbildung 6: Stammgeschichtliche Entwicklung des Weizens (GEIßLER & DRAX 2017: 209).....	36
Abbildung 7: Untersuchte Getreidesorten der Bezugsquelle "Urkorn-Puristen", A = Dinkel, B = Einkorn, C = Urdinkel, D = Emmer, E = Koharsanweizen, F = Waldstaudenroggen (KITENDORF 2025). 38	
Abbildung 8: Standorte der untersuchten Gräser im Raum Neubrandenburg (KITENDORF 2025).....	40
Abbildung 9: Standorte der untersuchten Gräser im Raum Burg Stargard & Wolgast (KITENDORF 2025)	41

Abbildung 10: Material & Methoden im Labor. A & B = Auftragen der Probenlösung auf Objektträger, C = Lichtmikroskop, D = Verglühte Pflanzenproben auf Sandbad – Oxidation mit Wasserstoffperoxid, E = Reaktionsröhrchen – Phytolithenproben - im Ultraschallbad & F = Tischzentrifuge (KITENDORF 2025).....	43
Abbildung 11: Gegenüberstellung Größenklassen Gräser & Getreide (Becker 2025).	46

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Systematische Wortliste. Begriffe auch in Englisch (KITENDORF 2025).	37
Tabelle 2: Auflistung der Grasarten & Getreidesorten zur Untersuchung der Phytolithen-Morphotypen. Legende: B = Blatt, S = Stängel, BL = Blüte, SP = Spelze, G = Granne (KITENDORF 2025).	39
Tabelle 3: Grasarten sortiert nach Flächennutzungstyp. Der jeweilige Standort kann den Abbildungen 8 & 9 entnommen werden (BECKER & KITENDORF 2025).....	41
Tabelle 4: Beispieltabelle Auszählung Der Pflanzenproben, hier: Emmer (<i>Triticum dicoccon</i>) - Spelze (Kittendorf 2025).	44
Tabelle 5: Mittelwerte (Häufigkeiten in %) der Größenklassen - Gräser (BECKER & KITENDORF 2025)..	47
Tabelle 6: Mittelwerte (Häufigkeiten in %) der Größenklassen - Getreide (BECKER & KITENDORF 2025).	47
Tabelle 7: Vergleich der Ergebnisse Morphotypen & Größenklassen (Becker & Kittendorf 2025).	49

Abkürzungsverzeichnis

BMEL	Bundesministerium für Landwirtschaft, Ernährung und Heimat
DGM	Digitales Geländemodell
GSSCP	Graskieselsäure-Kurzzell-Phytolithe
ICPN	International Code for Phytolith Nomenclature
ICPT	International Committee for Phytolith Taxonomy
IMPR	International Meetings on Phytolith Research
IPS	International Phytolith Society
KAAC	Kommission für Archäologie Außereuropäischer Kulturen
mM	mol/L (millimolar)
n	Anzahl
OSL	Optically stimulated luminescence
PhytOC	in Phytolithen gebundener Kohlenstoff
PNAS	Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America

Si

Silizium

$\text{Si(OH)}_4/\text{H}_4\text{SiO}_4$

Orthokieselsäure

1 Einleitung

1.1 Relevanz des Themas

Phytolithe sind kristalline Strukturen, wörtlich “Pflanzensteine” (Runge 2000: 19), die sich in bodenwurzelnden Gefäßpflanzen anreichern. Die Pflanzen nehmen in Wasser gelöste Monokieselsäure (H_4SiO_4) auf und bilden in dem Pflanzengewebe eine kristalline Form der Kieselsäure, die Phytolithe (HART 2019: 60). Das Silizium bietet den Pflanzen Vorteile im Umgang mit Stressfaktoren (u. a. Salz-, Trockenstress, Temperaturschwankungen, Krankheitserregern). Es zählt nicht zu den essenziellen Elementen für höhere Pflanzen, jedoch zu den nützlichen Elementen (“*beneficial elements*”), da es Pflanzenwachstum und Entwicklung der Pflanze unterstützt (KAISER ET AL. 2019: 9). Aufgrund dessen, dass sich Kieselsäure (Sauerstoffsäure des Siliziums) in einzelnen Zellen und in den Zellwänden ablagert (RUNGE 1995: o. A.) haben die Phytolithe charakteristische Formen, meistens ähnlich dem Aufbau der Pflanzenzellen bzw. des Pflanzengewebes.

Bei Zersetzung der Gefäßpflanzen bleiben Phytolithe erhalten und akkumulieren im humosen Oberboden (RUNGE 2000: 17). Sie sind unter anderem von Relevanz für archäologische und spezifischere archäobotanische Untersuchungen (HART 2019: 60). Besondere Bedeutung kommt der Phytolithen-Analyse zu, da die Pflanzensteine langfristig und bei hohen Temperaturen erhalten bleiben. Sie beinhalten ergänzend zur Pollenanalyse (Palynology) und weiteren ökologischen Artefakten bedeutende Daten (HART 2019: 62). Da der Pollentyp von Graspollen bei allen Exemplaren der jeweiligen Art übereinstimmend ist, lassen sich keine Arten unterscheiden. In einem gewissen Umfang lassen sich Gräser aufgrund ihrer Phytolith-Morphotypen voneinander differenzieren, weil sie im Vergleich zu Pollen spezifisch sind (RUNGE 2000: 104). Somit lassen sich mithilfe von Bodenproben aus Untersuchungsgebieten archäologische oder archäobotanische Aussagen treffen.

Im Verlauf der vergangenen Jahrzehnte stieg die Zahl der Phytolithen-Studien signifikant, wodurch sich der thematische Rahmen fortlaufend weiterentwickelte (siehe Kapitel 2.1.5). Gegenwärtig ist die Phytolithen-Analyse ein bedeutsames und essenzielles Instrument in der Archäobotanik (siehe Kapitel 2.1.6). Die Organisation “International Phytolith Society” (IPS) unterstützt hierbei den weltweiten Austausch von diversen Phytolith-Themenschwerpunkten, z. B. mittels regelmäßig stattfindender Konferenzen (IPS 2018a). Ein wichtiger Schritt in der

Phytolithen-Forschung war primär die Etablierung der internationalen Phytolith-Nomenklatur, kurz ICPN 1.0 und die überarbeitete Fassung ICPN 2.0 (siehe Kapitel 2.1.7). In der Nomenklatur werden u. a. die Namensgebungen und Beschreibungen der einzelnen Phytolith-Morphotypen formuliert. Der ICPN 2.0 gewährleistet die einheitliche Identifizierung der verschiedenen Phytolith-Morphotypen sowie eine vereinfachte Kommunikation innerhalb der Forschung und ist somit ein essenzieller Bestandteil in der Phytolithen-Forschung. (NEUMANN ET AL. 2019: 189).

1.2 Zielstellung

Das Ziel der Master-Thesis ist es mithilfe mikroskopischer Untersuchungen die Phytolithen-Morphotypen ausgewählter Gräser und Getreidesorten zu identifizieren und vergleichen. Es soll bestimmt werden welche Phytolithen-Formtypen in den jeweiligen Pflanzenteilen der Gräser (Blatt, Stängel, Blüte) sowie der Getreidesorten (Blatt, Stängel, Spelze, Granne) vorkommen. Darüber hinaus soll geprüft werden, ob bestimmte Formtypen oder Größenklassen der Phytolithe charakteristisch für einzelne Unterfamilien (Pooideae, Chlorideae, Panicoideae) oder Arten sind.

Mit den Ergebnissen soll u. a. erarbeitet werden ob und wie sich (Ur-)Getreidesorten (Dinkel, Einkorn, Emmer, Khorasanweizen, Urdinkel, Waldstaudenroggen, Winterdurum) von ausgewählten Grasarten anhand ihrer Phytolithe unterscheiden lassen. Im Rahmen der Arbeit werden Referenzproben erstellt, die als Grundlage für künftige Untersuchungen dienen sollen. Diese ermöglichen es, Phytolithe aus Bodenproben mit der erarbeiteten Sammlung und bestehenden Referenzdaten zu vergleichen. Die Endergebnisse können bspw. im archäobotanischen Zusammenhang dazu beitragen, dass urgeschichtliche Getreidestandorte (*Celtic Fields*) der Bronze-, Eisen- und frühen Römischen Kaiserzeit nachgewiesen werden.

Die Daten der mikroskopischen Ausarbeitungen, unterteilt in die jeweiligen Pflanzenteile, werden in separaten Tabellen festgehalten. Neben den Phytolithen-Morphotypen sollen die Tabellen auch die Häufigkeiten der einzelnen Typen sowie deren Zuordnung zu vier Größenklassen enthalten. Jeder Morphotyp wird zudem mit einem Code versehen, der mehrere Merkmale, wie Form, Rand- und/oder Oberflächenstruktur, in kompakter Form zusammenfasst.

Anhand der Arbeit sollen ebenso Aussagen der Forschung belegt und überprüft werden. Bspw. Deuten große Ansammlungen "dendritischer Langzellen-Phytolithe" nach FRITSCH RÖPKE &

LANGAN (2022: 330) und NOVELLO & BARBONI (2014: 10) auf die Spelzen von Getreide hin. Anhand der mikroskopischen Auswertung der Proben dieser Arbeit können Aussagen der Literatur gestützt und ggf. überprüft werden.

Der *“International Code for Phytolith Nomenclatur 2.0”* (ICPN 2.0) bildet im Rahmen der Master-Thesis die Grundlage für die Klassifikation der verschiedenen Phytolith-Morphotypen. Für die untersuchten Grasarten und Getreidesorten werden jeweils Ergebnissteckbriefe erstellt, in denen die erhobenen Daten kompakt in Tabellen und Diagrammen dargestellt werden.

1.3 Vorgehensweise

Zu Beginn wurden im zweiten Kapitel die theoretischen Grundlagen zu den Themen Phytolithe (Bildung, Funktionen, Forschungsstand) sowie Getreide (Artenvielfalt, Domestizierung) auf Basis einer umfassenden Literaturrecherche zusammengetragen. Daran schließt der Hauptteil der angewandten Forschung an (siehe Kapitel 3), der die Sammlung und Auswahl der untersuchten Grasarten und Getreidesorten, die Extraktion der Phytolithe sowie deren mikroskopische Erfassung und Auswertung umfasst. Im Anschluss an die Ergebnisdarstellung und Diskussion folgen Fazit und Ausblick, in denen die zentralen Erkenntnisse reflektiert und die methodischen Erfahrungen sowie mögliche Perspektiven zukünftiger Untersuchungen behandelt werden.

2 Theoretischer Rahmen

2.1 Exkurs Phytolithe

Im folgenden Kapitel werden die Bildung und Eigenschaften von Phytolithen erläutert. Zunächst wird der Zusammenhang zwischen der Phytolithen-Entstehung und dem Element Silizium hergestellt. Dabei werden die Bedeutung von Silizium für die Phytolithen-Bildung und für die Pflanzenernährung sowie seine Funktion im terrestrischen und biogeochemischen Siliziumkreislauf näher betrachtet.

2.1.1 Silizium-Kreisläufe

Silizium (Si) ist das achthäufigste Element der Erde und mit rund 27 % das zweithäufigste Element der Erdkruste (YADEGARI & ETESAMI 2024: 146). Silizium kommt in ionischer Verbindung, unlösliche kristalline Aluminosilikate, in festen Bodenvorräten und in mineralischen Formen in Gesteinen vor. Physikalisch-chemische Prozesse im Boden sind für die Umwandlung und den Si-Kreislauf im Boden verantwortlich. Obwohl Silizium im Boden im Überschuss vorhanden ist, ist die bioverfügbare Si-Konzentration sehr begrenzt (Ali et al. 2023: 228). Kieselsäure kommt typischerweise in Konzentrationen von 0,1 bis 0,6 mM in Bodenlösungen vor und bildet anschließend biogenes amorphes Siliciumdioxid im Pflanzengewebe (SCHALLER ET AL. 2023: 2)

Die Hauptquelle für Silizium sind die in der Erdkruste (ALI ET AL. 2023: 228) vorhandenen Silikate sowie reines Siliziumdioxid (HINMAN 1998: o. A.). Höhere Pflanzen und andere photosynthetische Organismen (bspw. Kieselalgen) und eukaryotische Abstammungslinien (bspw. Kiesel Schwämme, Radiolarien) tragen einen relevanten Teil zum globalen Si-Kreislauf bei. Es wurde vermutet, dass die Bioverkieselung während der Erdgeschichte zu Schwankungen im globalen Si-Kreislauf geführt hat (NAWAZ ET AL. 2019: 2). Der biogeochemische Si-Kreislauf ist ein langwieriger Prozess bei dem das, durch die Verwitterung von Gesteinsmineralien entstehende, Si den Si-Gehalt im Boden bis zu einem gewissen Grad wieder auffüllt und somit das Pflanzenwachstum beeinflusst (SONG ET AL. 2020: 104). Der terrestrische Si-Kreislauf wird aufgrund von Absorption und Rückgabe der Pflanzen, vor allem Gräser und Baumarten, und dem Zersetzen von Vegetation ausgeprägt beeinflusst (NAWAZ ET AL. 2019: 2). Die Dynamik von Silizium in terrestrischen Ökosystemen wird weitestgehend durch die Pedogenese und ihre Beziehung zur Pflanzengemeinschaft und deren Diversität bestimmt. Der biogeochemische Siliziumkreislauf treibt demnach den globalen

Siliziumkreislauf an. Silizium ist nicht nur als Element im Pflanzengewebe bedeutsam, sondern ebenfalls auf geologischer und biogeochemischer Ebene (NAWAZ ET AL. 2019: 2 f.).

2.1.2 Silizium als Pflanzennährstoff

Die für Pflanzen lebenswichtigen Makro- (Kohlenstoff, Wasserstoff, Sauerstoff, Stickstoff, Phosphor, Kalium, Schwefel, Calcium, Magnesium, ggf. Silizium) und Mikronährstoffe (Eisen, Mangan, Kupfer, Zink, Molybdän, Bor, Chlor, Nickel und ggf. Natrium, Cobalt) werden auch als essenzielle Elemente bezeichnet. Daneben gibt es die nützlichen Elemente, die eine positive Wirkung auf die Pflanzengesundheit/-wachstum haben können, aber nicht lebensnotwendig für Pflanzen sind. Das Element Silizium (Si) stellt für fast alle Gattungen ein nützliches Element dar. Für die Gattung *Oryza* (Reis) hingegen ist es ein essenzielles Element (Schubert 2024: 19 f.). Aufgrund von Siliziummangel kann es in Reispflanzen *“zur unvollständigen Ausbildung des Aerenchym (Durchlüftungsgewebe) kommen”* (K+S AG 2020).

Im Boden wurzelnde Pflanzen sind fähig Silizium aufzunehmen und in unterschiedlichem Maß Si-Konzentrationen anzureichern (KIRKBY 2023: 45). Obwohl Silizium kein essentieller Nährstoff für Pflanzen ist, ist es von großem Nutzen. Es hat die Fähigkeit biotischem (Pflanzenkrankheiten, Schädlingsfraß) und abiotischem (Trockenheit, Schermetalltoxizität) Stress entgegenzuwirken (Braune 2014: 14).

2.1.3 Grundlagen Silizium – Bedeutung, Merkmale & wissenschaftliche Einordnung

2.1.3.1 Bildung der Phytolithe & Eigenschaften

Silizium wird von der Pflanze aus der Bodenlösung als Kieselsäure aufgenommen. Diese wird beim Transport zum Spross durch Transpiration aufkonzentriert, ausgefällt und es bilden sich amorphe SiO_2 Körper - Phytolithe (SHARMA ET AL. 2023: 221; SANTNER o. A.). Die in der Kieselsäure enthaltenen Wassermoleküle nutzt die Pflanze für Verdunstung und Photosynthese (HART 2019: 60). In den jeweiligen Zellwänden und in einzelnen Zellen (intra- und extrazelluläres Pflanzengewebe), deren Hohlräume vollständig ausgefüllt werden können, lagert sich amorphes (nichtkristallines) Siliziumdioxid (SiO_2) ab (RUNGE 1995: o.A.). Die entstandenen Phytolithe sind in die Epidermis implementiert. Im Pflanzengewebe sind etwa 0,1 bis 10 % der Trockenmasse natürlicher Siliziumgehalt (KAISER ET AL. 2019: 9 f.). Mit dem Fortschreiten der Vegetationsperiode ist festzustellen, dass der Siliziumanteil in der Pflanzenmasse steigt (Runge 2000: 41).

Häufig sind die Bereiche, an denen sich Kieselsäure ablagert, gemäß RUNGE (2000: 41), gleichzeitig die Bereiche an denen Wasserverlust (Transpiration) erfolgt. Die

Evapotranspirationsrate und Menge des verfügbaren Wassers bestimmen das Ausmaß der Verkieselung in einer Pflanze (FRITZSCHE, RÖPKE & LANGAN 2022: 329). Im Gegensatz zu vielen Pflanzennährstoffen wird Silizium anschließend nicht in der Pflanze umverteilt. Die Phytolithe bleiben unlöslich, bis sie in abgestorbenem Pflanzenmaterial und Ernterückständen in den Boden gelangen und zersetzt werden. Das aus der Bodenlösung gefällte SiO_2 und die Phytolithe bilden den Großteil des pflanzenverfügbaren Siliziums (SHARMA ET AL. 2023: 221; SANTNER o. A.). Nach dem Zersetzen der Pflanzen reichert sich die kristalline Kieselsäure im Boden an und dient folglich als Anzeiger fossiler Bodenbildung (BROST 2000: o. A.). Somit geben Phytolithe Aufschluss über vergangene Geschehnisse, liefern entscheidende und wertvolle Hinweise für Paläontologen, Archäologen sowie Klimatologen (BRAUNE 2014: 15). Allerdings führen NAWAZ ET AL. auf, dass sich Phytolithe unter wasserarmen Bedingungen auflösen können, außerhalb der Pflanzenkörper gelangen und mit dem Kieselsäurefluss (*flux of silicic acid*) in die Ozeane transportiert werden (2019: 3).

2.1.3.2 Beständigkeit

Die Zusammensetzung der Phytolithe führt zu einer hohen Beständigkeit, wodurch sie nach dem Absterben der Pflanze mehrere Tausend bis Millionen Jahre stabil in Böden erhalten bleiben können (NAWAZ ET AL. 2019: 22). Untersuchungen von ZHANG ET AL. (2017) zeigten, dass diese Stabilität in subtropischen und tropischen Regionen etwa 433 bis 1018 Jahre anhält (CHENG ET AL. 2023: 2). Im Gegensatz zu anderen archäobotanischen Artefakten bleiben die Verkieselungen auch ohne den Prozess der Karbonisierung bestehen (NAWAZ ET AL. 2019: 22). Die physikalisch-chemischen Eigenschaften von phytogener Kieselsäure (Phytolithen) bestimmen ihre Anfälligkeit für die Auflösung. Die Eigenschaften sind von dem Alter der Phytolithen abhängig, was Auswirkungen auf die Si-Verfügbarkeit im Boden hat. Es wird angenommen, dass neben den physikalisch-chemischen Eigenschaften, der Ursprungsort (Zellwand, Zelllumen und Zellzwischenräume), die Morphologie und die spezifische Oberfläche von Phytolithen die Auflösungskinetik von Phytolithen beeinflussen (SCHALLER & PUPPE 2023: 6). Die äußeren Bedingungen beeinflussen ebenfalls die Fragilität der Phytolithe. Die Beständigkeit der Verkieselungen ist von dem Säuren-Basen-Gehalt in Sedimenten abhängig. *“Im sauren Milieu ($\text{pH} < 3$) in warm-trockener oder feucht-kalter Umgebung erhalten sich die Phytolithe gut, wohingegen sie in basischen Sedimenten aufgelöst werden”* (FRITZSCHE, RÖPKE & LANGAN 2022: 329).

2.1.3.3 Morphologie

Die Phytolithe werden nach Art spezifisch in Blättern, Stängeln sowie der Wurzel gebildet und kommen in vielfältigen Formen vor. Gemäß KAISER ET AL. (2019: 10) bilden Monokotyle (Einkeimblättrige) und Dikotyle (Zweikeimblättrige) Phytolithe. In Monokotylen entstehen Phytolithenformen, die häufig artspezifisch sind. In Dikotyledonen hingegen entstehen häufig unregelmäßige Formen. Die Verkieselungen gleichen sich an die Morphologie der Pflanzenorgane an. Sie sind Abdrücke der morphologischen Struktur der Pflanze und aufgrund dessen repräsentativ für Pflanzengruppen oder -arten (HART 2019: 60). Die Phytolithe in der Epidermis von Süßgräsern sind, ebenso wie Pflanzenzellen (BRAUNE ET AL. 1971: 210), häufig in parallele Reihen gegliedert, die aus verschiedenen Zelltypen bzw. Phytolithentypen zusammengesetzt sind. Die Formen der Verkieselungen sind abhängig von der Art der Pflanzen (artspezifisch), von vorherrschenden Klimabedingungen und weiteren biotischen und abiotischen Faktoren (KAISER ET AL. 2019: 10).

Neben länglichen (Elongate), fächerförmigen (Bulliform/Fanshaped) oder pfeilförmigen (Pointshape) Typen haben vorwiegend Gräser einen idioblastischen Zelltyp entwickelt, der in die pflanzliche Epidermis eingelagert ist. Der als Graskieselsäure-Kurzzelle bezeichnete Zelltyp wird infolge aktiver, genetisch kontrollierter biologischer Prozesse mit Kieselsäure angereichert, um sogenannte Graskieselsäure-Kurzzell-Phytolithe (GSSCP) zu bilden (GALLAHER ET AL. 2020: 376). Je nach Kieselsäureangebot verkieseln unterschiedliche Gewebe und Zellen der Pflanzen. Die Kurzzellen der Gräser sind bei geringem Siliziumangebot primärer Ablagerungsort. Bei hinreichender Menge vorhandener Kieselsäure verkieseln auch andere Zell- und Gewebetypen, häufig auch Spaltöffnungen (Stomata). Größtenteils entsprechen die Zellen, die (Lumen-) Verkieselungen aufweisen dem gleichen Gewebetyp (z.B. epidermale oder Mesophyll-Zellen, Idioblasten). Diese Zellen werden selektiert, da mit der Silifizierung die Schädigung des Cytoplasmas einhergeht und die ursprüngliche Funktion nicht mehr besteht (RUNGE 2000: 41).

2.1.3.4 Taxonomie

Die in Gräsern zahlreich produzierten Phytolithe weisen unterschiedliche Morphotypen auf (DELHON ET AL. 2023: 402). Die verschiedenen Phytolithen-Formtypen, die durch unterschiedliche Arten produziert werden, dienen der Einordnung von Pflanzen in die taxonomische Hierarchie. Die Unterscheidung von Arten kann teilweise zu Komplikationen führen, da ähnliche Morphotypen in verschiedenen Pflanzenarten vorkommen (NAWAZ ET AL.

2019: 22). Mittels der verschiedenen Formen lassen sich Pflanzenteile (Spelzen, Blätter, etc.) bestimmen. Die Unterfamilien Pooideae, Panicoideae und Chloridoideae lassen sich anhand der Morphologie der GSSC-Phytolithe identifizieren (DELHON ET AL. 2023: 402). Nach TWISS (1992: 115 f.) kommen die Kurzzellen-Phytolithe (GSSC) in drei Unterfamilien der Poaceae vor. Sattelförmige (saddle) Kurzzellen-Phytolithe lassen schlussfolgern, dass es sich um Arten der Unterfamilie Chlorideae handelt. Hantelförmige (dumbbell), gelappte (lobate, bilobate, polybate) und kreuzförmige (cross) Kurzzellen-Phytolithe kommen in der Unterfamilie Panicoideae vor. Runde (rondel/circular), ovale (elliptical), gekerbte (crenate), länglich abgerundete (oblong) und rechteckige (rectangular) Kurzzellen-Phytolithe sind für die Unterfamilie Pooideae charakteristisch. Es sind jedoch Abweichungen und Überschneidungen möglich (PIPERNO & PEARSALL 1998: 2, LU & LIU 2002: 73). Mithilfe von mehrzeiligen Phytolithen (Silica-Skelette) ist nach DELHON ET AL. (2023: 402) die Identifizierung von Getreidearten bis auf Gattungs- oder ggf. Artebene möglich. Die Literatur liefert keine eindeutigen Angaben dazu, welche Merkmale und Methoden hierfür geeignet sind.

Die in Blättern und Stängeln gebildeten langzelligen Phytolithe (ELO) begünstigen die Stabilität (vertikal) der Pflanzen. In den Blütenständen kommen gezahnte bis dendritische (ELO_DEN) Langzellenphytolithe vor (DELHON ET AL. 2023: 404). Die dendritischen Typen sind primär spezifisch für die Spelzen der von Getreide (HERMANS ET AL. 2025, 2023). Insgesamt machen langzellige Phytolithen in den meisten Studien den wesentlichen Anteil in Phytolithen-Sammlungen aus (DELHON ET AL. 2023: 404, TWISS ET AL. 1969: 13).

2.1.3.5 Funktionen

Die in der Abbildung 1 dargestellten Schutzfunktionen werden aktiv von der jeweiligen Pflanze gesteuert. Silikat-Einlagerungen in den Pflanzenzellen bzw. -organen oberhalb der Erdoberfläche erhöhen die Festigkeit des Pflanzengewebes, wodurch eine hohe Standfestigkeit der Pflanze gegeben ist. Aufgrund von Silizium-Akkumulatoren entsteht eine mechanische Barriere gegenüber Fressfeinden (Insekten, Bakterien) und Pilzen (BRAUNE 2014: 14). Gemäß Versuchen von Miyake und Takashi aus dem Jahr 1983 konnte als Reaktion auf Pilzbefall und das Stutzen der Blätter festgestellt werden, dass erhöhte Siliziumeinlagerung stattfindet. Die Resistenz gegen Krankheiten und Fraßfeinde steigt. Des Weiteren wurde festgestellt, dass ein Kieselsäuremangel die Deformierung junger Blätter und eine gemäßigtere Pollenfertilität bewirkt (RUNGE 2000: 41).

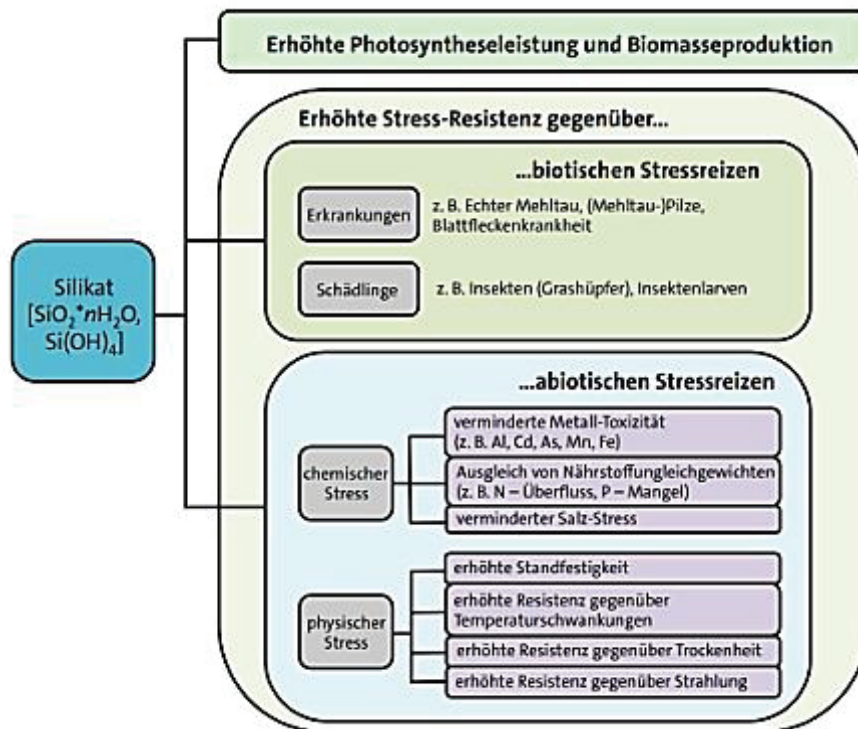


Abbildung 1: Funktionen des Silikats, Al: Aluminium, As: Arsen, Cd: Cadmium, Fe: Eisen, Mn: Mangan, N: Stickstoff, P: Phosphor, $\text{SiO}_2 \cdot n\text{H}_2\text{O}$: Opal, Silikatgel, Si(OH)_4 : Kieselsäure (BRAUNE 2014: 14)

Ein weiterer Vorteil, der aus der höheren Standfestigkeit der Pflanzen resultiert, ist die Steigerung der Photosyntheseleistung. Durch mehrere Quellen belegt wachsen Blätter mit Siliziumablagerungen gemäß Untersuchungen aufrechter zum verfügbaren Licht. Es entsteht eine größere Oberfläche, um mehr Sonnenlicht zu absorbieren. Die Menge der belichteten Blattoberfläche steigt und es folgt eine höhere Sauerstoff-, Glukose- und Biomasseproduktion (RUNGE 2000: 41, NAWAZ ET AL. 2019: 21, BRAUNE 2014: 14). Bei Versuchen an Zuckerrohr von Kaufmann et al. aus dem Jahr 1997 wurden Vermutungen aufgestellt, „*dass verkieselte Zellen in der Epidermis wie Fenster wirken, durch die Licht in das Mesophyll vordringen kann*“. Damit würde die Steigerung der Photosyntheseleistung durch Kieselsäureablagerungen ebenfalls bestätigt werden (RUNGE 2000: 41).

2.1.4 Störungen und Potentiale Si-Kreislauf

Grundlegend kann angenommen werden, dass in natürlichen Boden-Pflanzen-Systemen der organische Siliziumkreislauf größtenteils ungestört erfolgt (KATZ ET AL. 2021: 12 f.). Aufgrund intensivierter Landnutzung beeinflusst der Mensch den Si-Kreislauf jedoch direkt auf globaler Ebene. Erntebedingte Si-Exporte und erhöhte Erosionsraten führen zu einem Verlust von Silizium in Agrarböden und somit zu einer Verringerung des pflanzenverfügbaren Si in landwirtschaftlichen Böden (anthropogene Desilifizierung). Neben Klimawandel, globalem Bevölkerungswachstum und Ressourcenknappheit könnte die anthropogene Desilifizierung

eine der größten Herausforderungen für die Landwirtschaft im 21. Jahrhundert darstellen (SCHALLER ET AL. 2021: 8)

Die Rodung von Wäldern beinhaltet den Abtransport der Hölzer und kann somit zu erheblichen Siliziumexporten führen. Folglich reduziert sich die Konzentration von nichtkristallinem (amorphem) Silizium in den Böden. Darüber hinaus können Störungen wie verstärkte Erosion oder anthropogen verursachte Brände die Si-Vorräte und die Si-Verfügbarkeit in Böden verändern. Potenziell könnten von Menschen verursachte Brände, die eingesetzt werden, um die Nährstoffverfügbarkeit zu erhöhen, auch die Si-Verfügbarkeit in Böden erhöhen (SCHALLER ET AL. 2021: 21).

Ebenfalls in der Landwirtschaft wirken sich konventionelle Praktiken negativ auf die Siliziumverfügbarkeit im Boden und damit auf die Gesundheit der Pflanzen aus. Es besteht steigende Evidenz, dass landwirtschaftliche Verfahren die Böden hinsichtlich Siliziumdioxid auslaugen. Stroh-Recycling bzw. das Verbleiben und die Einarbeitung der Ernterückstände können diesen Vorgang abmildern. Folgend kann der Si-Gehalt im Boden konstant gehalten sowie Dünger- und Schutzmitteleinsatz gesenkt werden (SCHALLER ET AL. 2023: 2).

Nach NASCIMENTO & CUNHA ist die Si-Verfügbarkeit im Boden, trotz des hohen Vorkommens in der Erdkruste, gering. Gründe dafür sind die Erschöpfung des leicht verfügbaren Siliziums durch Entfernung von Ernterückständen sowie der Desilifizierungsprozess (Auswaschung von Silikaten), insbesondere in stark verwitterten tropischen Böden (NASCIMENTO & CUNHA 2024: 72). Die vermehrte Entfernung der Ernterückstände fördert beispielsweise Bodenerosion und beeinträchtigt die Bodenqualität. Die Folgen sind negative, u. a. wirtschaftliche, Auswirkungen. Um die verringerte Bodenqualität und somit geringere Erträge auszugleichen (DOLL & SNAPP 2009) sind Nutzpflanzen in konventionellem Anbau auf eine Si-Düngung angewiesen (NASCIMENTO & CUNHA 2024: 72).

Zwischen der chemischen Verwitterung von Silikatgesteinen in der Erdkruste und dem Kohlenstoffkreislauf besteht eine Rückkopplung. Atmosphärisches CO₂ kann durch die Verwitterung der Silikate abgebaut werden (PENMAN ET AL. 2020: 2). Mit der steigenden CO₂-Konzentration in der Atmosphäre hat sich der Treibhauseffekt deutlich verstärkt. Die biologische Kohlenstoffbindung (durch Verkieselung) ist ein wirksamer Ansatz zur Reduzierung der steigenden CO₂-Konzentrationen. Terrestrische Ökosysteme verfügen über eine enorme Kapazität zur Kohlenstoffspeicherung (CHENG ET AL. 2023: 1). Die Bioverkieselung

durch lebende Organismen, einschließlich Pflanzen, erzeugt im Vergleich zu industriellen Prozessen enorme Mengen (Gigatonnen bzw. Megatonnen) Silikatstrukturen, die Kohlenstoff binden (NAWAZ ET AL. 2019: 3). Veränderungen menschlicher Aktivitäten in Kombination mit dem kontinuierlichen Einfluss von Umweltfaktoren führen jedoch dazu, dass der in diesen Ökosystemen gespeicherte Kohlenstoff oft nicht über längere Zeiträume stabil bleibt (CHENG ET AL. 2023: 1).

Nach HART (2019: 60) und SCHALLER ET AL. (2023: 2) können ebenso Phytolithe einen deutlichen und zudem wichtigen Beitrag zur Reduktion von Kohlenstoffdioxid in der Atmosphäre leisten. Der größte Teil des in Phytolithen-gebundenen Kohlenstoffs (PhytOC) stammt aus atmosphärischem Kohlenstoffdioxid (CO₂), das durch Photosynthese fixiert wird. Während des Prozesses wird ein Teil des organischen Kohlenstoffs im Siliziumkörper eingeschlossen, wodurch PhytOC entsteht. Dieses PhytOC weist eine hohe physikalische Widerstandsfähigkeit auf. Sowohl Phytolithen als auch PhytOC können nach dem Absterben einer Pflanze über längere Zeit stabil im Boden verbleiben (CHENG ET AL. 2023: 2). Der in den Phytolithen gebundene Kohlenstoff wird im Anschluss an das Absterben nicht freigegeben (Hart 2019: 60). Untersuchungen von Zhang et al. aus dem Jahr 2017 zeigten, dass die Stabilität in subtropischen und tropischen Regionen etwa 433 bis 1018 Jahre anhält (CHENG ET AL. 2023: 2).

2.1.5 Ursprünge der Forschung

Deutschland etablierte sich als frühes Zentrum der Phytolithen-Forschung. Die Verkieselungen in Pflanzen und Böden sind gemäß Turnbull et al. (2023) als erstes in Deutschland beobachtet und erforscht wurden. Der erste Bericht über Phytolithen wurde im Jahr 1835 von dem deutschen Botaniker Gustav Adolph Struve veröffentlicht, ein Jahr bevor erstmals Pollen in vorquartären Sedimenten nachgewiesen wurden. Den Begriff "Phytolith" prägte der deutsche Mikrobiologe Christian Gottfried Ehrenberg (TURNBULL ET AL. 2023: 658) im Jahr 1854. Ehrenberg benannte die Verkieselungen nach dem griechischen Wort "Phytolitharien", das Pflanzensteine bedeutet (RUNGE 2000: 19).

Erste bedeutende Proben von Phytolithen entstammen einer Weltreise Darwins (1831-36). Die Proben setzten sich aus dem Staub der Atmosphäre zusammen, der sich westlich des heutigen Senegal, nahe der Kapverdischen Inseln an den Segeln des Forschungs- und Vermessungsschiffes "Beagle" ansammelte. Die Proben wurden im Jahr 1846 an den deutschen Mikrobiologen Ehrenberg geschickt. Bereits ab den 1830er Jahren (RUNGE 2000: 19)

analysierte er Phytolithen aus globalen Bodenproben und entwickelte das erste Klassifikationsschema. Vor allem aufgrund der Arbeit Ehrenbergs begann die Phytolithen-Forschung in Europa Anerkennung für ihre Anwendungen zu erhalten (TURNBULL ET AL. 2023: 658).

Abseits von Ehrenberg haben im 19. und Anfang des 20. Jahrhundert vorwiegend Botaniker Kieselsäureablagerungen in Pflanzen erforscht. Aufgrund dessen wurde die Zeit nach der Entdeckung der Phytolithe von 1895 bis zum Beginn des Zweiten Weltkrieges von Piperno als botanische Phase bezeichnet (RUNGE 2000: 20). In diesem Zeitraum verbreitete sich die Phytolithen-Forschung in ganz Europa. Es wurden Silikatproduktion sowie Taxonomie und Morphologie in Poaceae (Süßgräser), Urticaceae (Brennnesselgewächse) und verschiedenen Dicotyledoneae (Zweikeimblättrige) untersucht (TURNBULL ET AL. 2023: 658). Bedeutende Forscher der Zeit, die Berichte über das Vorkommen von Kieselkörpern im Pflanzenreich veröffentlichten sowie Phytolithen-Formen beschrieben und illustrierten waren u. a. Grob (1896), Netolitzky (1900, 1914, 1929), Haberlandt (1914), Mobius (1908) und Prat (1932) (PIPERNO 2006: 3). Es folgte auch großes Interesse an Phytolithen "exotischer" Pflanzen außerhalb Europas, wie Musaceae (Bananengewächse), Arecaceae (Palmengewächse), Orchidaceae (Orchideen), Zingiberaceae (Ingwergewächse) und Polypodiopsida (Echte Farne). Diese Untersuchungen ermöglichten es den Forschern Pflanzenfamilien zu identifizieren, welche Silikatstrukturen produzieren. Sie erstellten detaillierte Notizen und Abbildungen der Ergebnisse (siehe Abbildung 2), welche für die weitere Forschung von Bedeutung sind. Es wurden einige Phytolithen-Morphologien gefunden, die ausreichend charakteristisch sind, um zwischen Pflanzenfamilien zu unterscheiden. TURNBULL ET AL. (2023: 658) betonen, dass bei der Vorgehensweise viele australasiatische Pflanzen (und Tiere) aus ihren natürlichen Lebensräumen transportiert wurden, insbesondere in tropischen Regionen, um in den Instituten der "Alten Welt" studiert zu werden. "*A practice that was innately tied to violence and imperialism*" (TURNBULL ET AL. 2023: 658).

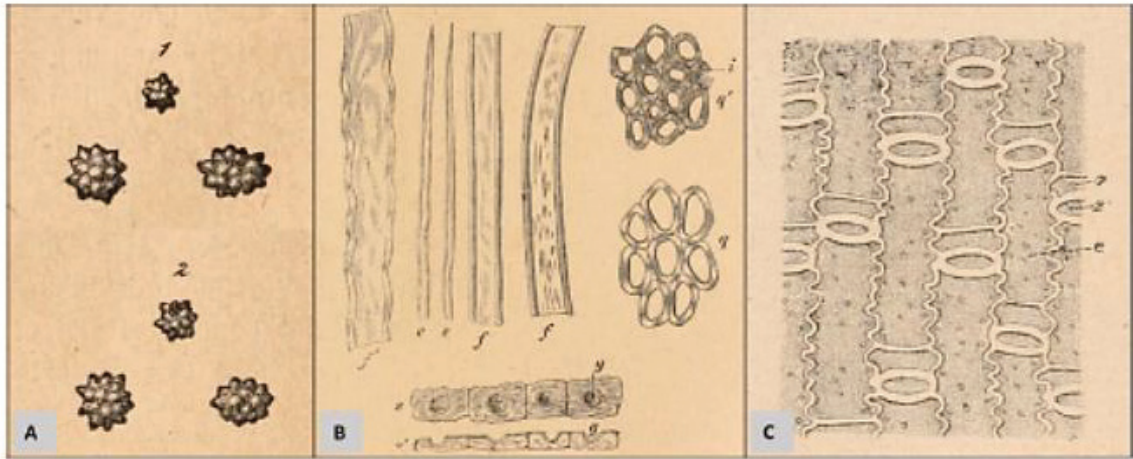


Abbildung 2: "Kieselkörper"-Darstellung aus Julius Wiesners (1838-1916) *Die Rohstoffe des Pflanzenreichs* (TURNBULL ET AL. 2023: 658)

Die ersten archäologischen Anwendungen der Phytolithen-Analyse wurden im Zeitraum der Botanischen Phase durchgeführt. Forscher wie Netolitzky (1900, 1914) und Schellenberg (1908) identifizierten Phytolithen wichtiger wirtschaftlicher Poaceae-Arten und -Gattungen wie Weizen (*Triticum*), Gerste (*Hordeum*) und Hirse (u. a. *Sorghum*, *Panicum*, *Setaria*, *Pennisetum*), die aus Keramiken und Aschehaufen von Fundorten in Europa und der Türkei stammen (PIPERNO 2006: 3). Der Ausbruch des Zweiten Weltkrieges brachte die Veröffentlichungen über botanische Phytolithen-Forschung zum Erliegen (RUNGE 2000: 21) als diese in Deutschland und Europa zunehmend genutzt wurden. Zahlreiche wichtige ältere Publikationen wurden ausschließlich in deutscher Sprache verfasst. Aufgrund dessen waren die grundlegenden deutschen und europäischen Publikationen für die englischsprachige Welt erst nach ihrer Wiederentdeckung und Übersetzung in den 1950er Jahren weithin zugänglich (TURNBULL ET AL. 2023: 658).

Die Wiederaufnahme der Forschung in diesem Zeitraum erfolgte insbesondere in den USA sowie in Japan, Australien und England. "Jetzt" beschäftigen sich neben den Botanikern, auch Bodenkundler, Geologen, Geographen und Agrarwissenschaftler mit Phytolithen. Diese Fachbereiche verwenden die Verkieselungen für Problematiken der Landschaftsgeschichte (RUNGE 2000: 21 f.). PIPERNO (2006: 3) schreibt diesbezüglich, dass die Forschungsarbeit der USA, England und Australien in den 50er Jahren teilweise durch Bodenforschung ("research on soils") Russischer Wissenschaftler veranlasst wurde. Genauere Informationen werden nicht gegeben. Neben der Analyse von Kieselablagerungen in den Pflanzenteilen, wurden Phytolithe in Böden und Sedimenten untersucht. Es kam aus ökonomischem Interesse zu ersten ausführlichen Veröffentlichungen zum Thema Kieselablagerungen in Holz (RUNGE 2000:

22). In Australien begann das Wissen über pflanzliche Kieselsäure im frühen 20. Jahrhundert. Die Forschung blieb jedoch mehrere Jahrzehnte lang relativ brach bis in die späten 40er und frühen 50er Jahre (TURNBULL ET AL. 2023: 659).

Ab den 50er Jahren begann ein breiteres Spektrum botanischer und ökologischer Studien, einschließlich der paläobotanischen Forschung (RYAN 2014: 4). Ebenso die botanischen Forschungen an wirtschaftlichen Poaceae-Arten von vor dem Zweiten Weltkrieg gewannen in Zeitraum von 1955-1975 wieder an Bedeutung. Vergleiche verschiedener Grasarten und Getreidesorten (Hafer, Mais, Reis, Roggen, Weizen) sowie das Zuckerrohr waren relevant. Untersucht wurden Mengen, Formen und die Lage der Kieselablagerungen (RUNGE 2000: 22). Piperno bezeichnet diese Phase als Ökologische Phase der Phytolithenforschung (PIPERNO 2006: 3). Der australische Geologe George Baker entwickelte sich in den späten 50er Jahren zum führenden Phytolithen-Analytiker Australiens. Er begann, den Verkieselungsprozess in pflanzlichen Zellauskleidungen und -wänden zu klassifizieren und eine Nomenklatur für die verschiedenen Formen und Größen von Phytolithen zu entwickeln, insbesondere für eingeführte eurasische Arten. Einer seiner bedeutendsten Beiträge bildete die Grundlage der vergleichenden Methode, bei der Phytolithen-Ansammlungen aus modernen Oberflächensedimenten analysiert und mit Phytolithen-Ansammlungen aus archäologischen und paläoökologischen Kontexten verglichen werden (TURNBULL ET AL. 2023: 659).

In Amerika, etwa in den 70er Jahren, begann man die Phytolithen-Produktion und -Morphologien in einer Vielzahl moderner Pflanzenarten ernsthaft zu untersuchen. Durch die Untersuchung und den Vergleich von Phytolithen-Mustern in modernen Pflanzen und urzeitlichen Sedimenten (insb. prähistorische Ablagerungen des Pleistozäns und Holozäns) wurden Klassifikationssysteme entwickelt, mit denen Pflanzenfamilien unterschieden werden konnten (TURNBULL ET AL. 2023: 660). Im Jahr 1971 veröffentlichte Irwin Rovner einen wichtigen Artikel über die Verwendung von Phytolithen in paläobotanischen Studien (RYAN 2014: 4). Gemäß PIPERNO (2006: 3) setze ab etwa 1978 die moderne Periode der archäologischen und paläoökologischen Forschung ein. Ab Ende der 1970er Jahre begannen groß angelegte Forschungsprojekte die Vegetationsgeschichte und prähistorische Pflanzennutzung der tropischen Tieflandwälder Amerikas zu untersuchen. (RYAN 2014: 4). In den 80er Jahren ergab die Zusammenstellung umfangreicher moderner Referenzsammlungen, dass ein breites Spektrum an Pflanzen (Monokotyledonen, Dikotyledonen und Farne) Phytolithen produziert,

die auf niedrigen taxonomischen Ebenen identifizierbar waren. Erstmals wurden Fortpflanzungsorgane, wie Früchte und Samen untersucht. Aus den Untersuchungen resultierte, dass die Fortpflanzungsorgane Phytolithen produzieren, die in vegetativen Organen nicht vorkommen (PIPERNO 2006: 3 f., PEARSALL 2015: 29).

Im Jahr 1988 wurde durch Dolores Piperno (1988) das erste umfangreiche Buch zur Phytolithen-Forschung veröffentlicht. Die Zahl der Phytolithen-Studien nahm in den 1990er Jahren signifikant zu und ab dem Jahr 2000 steigerte sich die Zahl der Veröffentlichungen nochmals erheblich (RYAN 2014: 4). In den folgenden Jahren der Forschung wurden, neben der Bestätigung und Erweiterung bisheriger Erkenntnisse, gezieltere und detailliertere Untersuchungen an Nutzpflanzen und ihren nahen wilden Verwandten durchgeführt und geografische sowie thematische Forschungsvorhaben erweitert (PIPERNO 2006: 4). Seit dem Jahr 1996 veranstaltet die *International Phytolith Society* (IPS) alle zwei bis drei Jahre internationale Tagungen - *International Meetings on Phytolith Research* (IMPR). Sie bieten Phytolithen-Forschern aller Fachgebiete (Archäologie, Botanik, Pflanzenphysiologie, Umweltwissenschaften, Geologie, etc.) weltweit die Möglichkeit zu Austausch und Kollaboration (IPS 2018a).

2.1.6 Aktueller Forschungsstand

Die Phytolithen-Analyse ist eines der bedeutsamsten Hilfsmittel in der Archäobotanik (AN 2023: o. A.). Insbesondere wenn andere Pflanzenreste (bspw. Pollen oder Samen) nicht mehr im Boden nachweisbar sind (RUNGE 1995: Vorwort, 62-63, BALL ET AL. 2016: 106).

Während der vergangenen zwei Jahrzehnte hat sich das Verständnis über die diversen Phytolithen-Schwerpunkte fortlaufend weiterentwickelt (IMPR 2023: o. A.). Die wesentlichen *“Kernfragen betreffen die Pflanzennutzung, das Zusammenspiel von Pflanzen und Menschen in der Vergangenheit und unser Verständnis vergangener Gesellschaften”* (AN 2023: o. A.). Phytolithe sind demnach in der Archäologie allgegenwärtig und können bspw. an Werkzeugen und Instrumenten zur Lebensmittelverarbeitung nachgewiesen werden – beispielsweise in den Poren von Steinwerkzeugen, in Keramikscherben, in Bodenproben sowie an weiteren Orten (KAAK 2025).

Neben den genannten Schwerpunkten beschäftigen sich Wissenschaft und Forschung zunehmend mit der Kohlenstoffdioxid-Sequestrierung (CO₂ - Sequestrierung) in (Acker-) Böden. Der Prozess der Abscheidung und Speicherung von organischem Kohlenstoff (C) wird

in Zusammenhang mit Phytolithen genauer betrachtet. Es wird erforscht welche Bedeutung dieser Mechanismus bei der Regulierung des atmosphärischen CO₂ spielt (LV ET AL. 2020: 1). Der in Pflanzen bzw. in Phytolithen gebundene Kohlenstoff wird als PhytOC bezeichnet (TOMBEUR ET AL. 2024: 185, PARR & SULLIVAN 2005: 117, CORBINEAU ET AL. 2013: 180). Phytolithen können während ihrer Bildung in der Wirtspflanze rund 0,2 bis 6,0 % des organischen Kohlenstoffs (C) einschließen (ANJUM & NAGABOVANALLI 2021: 509) und tragen nach rund 1000 bis 2000 Jahren ihrer Zersetzung zu etwa 82 % des organischen Kohlenstoffs in Böden bei (PARR & SULLIVAN 2005: 117, 119, 121). Gemäß HODSON (2019) ist die Kohlenstoffspeicherung in Böden zudem weltweit größer als in Pflanzen, wodurch ein besonderes Interesse darin besteht die *“Bindung zu erhöhen und so Kohlendioxid aus der Atmosphäre zu entfernen”* (HODSON 2019). Die Kohlenstoffspeicherung in Phytolithen kann somit ein nachhaltiger und effektiver Mechanismus für die langfristige CO₂- Speicherung in Böden darstellen (LV ET AL. 2020: 2).

Im Laufe der Phytolithen-Forschung wurden auch Gesellschaften und Verbände gegründet, um Methoden und Ergebnisse besser abzustimmen. Ziel ist es, den Austausch zwischen Forschenden zu fördern und die Zusammenarbeit zu verbessern. Dazu gehört auch die *International Phytolith Society*, die im Jahr 2013 ins Leben gerufen wurde.

2.1.6.1 *International Phytolith Society*

Die *International Phytolith Society* ist eine Tochtergesellschaft der *Phytolith Research*. Die IPS sollte zunächst als „Forum“ für Experten dienen – als grundlegender Austausch. Das wesentliche Ziel der IPS ist die Standardisierung der Nomenklatur und der Messmethoden von Phytolithen mithilfe zweier Komitees: *International Committee on Phytolith Taxonomy* (ICPT) sowie das *International Committee on Phytolith Morphometry* (ICPM) (IPS 2018b).

In der Studie *Advances in Morphometrics in Archaeobotany* von Portillo et al. 2019 werden Methoden und Fortschritte bei der Verwendung der morphometrischen Analyse diskutiert und vorgestellt. Demnach deckt das *International Committee on Phytolith Morphometry* ein breites Spektrum aktueller Themen ab (Corso et al. 2025: 153-154):

- *“Phytoliths in integrated archaeobotanical and ethnoarchaeological studies”*
- *“Phytoliths biogeochemistry – From phytoliths formation and role in modern plants to new proxies for archaeology and palaeoecology”*
- *“Phytoliths as a proxy for palaeoenvironmental reconstruction”*
- *“Phytolith identification, classification and morphometry”*

- “Everything you always wanted to know about phytoliths (but were afraid to ask): Their contribution to the modelling of past human behaviour”
- “Phytoliths in geoarchaeology and micromorphology”
- “Phytoliths in soil thin sections (microscopy session)”

Seit 1996 veranstaltet das *International Meeting on Phytolith Research* (IMPR) regelmäßig stattfindende Konferenzen (alle zwei bis vier Jahre), wodurch der Erfahrungsaustausch für Wissenschaft und Forschung ermöglicht wird (CORSO ET AL. 2025: 154, IPS 2018a). Im Laufe der vergangenen Jahre gewann die Veranstaltung immer mehr an Bedeutung, wodurch der wissenschaftliche Rahmen erweitert wurde. Wesentliche Kenntnisse konnten bspw. bei der Anwendung der Phytolithen-Analyse zur Beantwortung archäologischer, paläoökologischer und klimatologischer Fragen gesammelt werden (NEUMANN ET AL. 2019: 189). Ein weiterer bedeutsamer Schritt war die Etablierung der internationalen Phytolithen-Nomenklatur ICPN 2.0 (siehe Kapitel 2.1.7, CORSO ET AL. 2025: 153, NEUMANN ET AL. 2019: 189).

Die IPS hat die Wichtigkeit erkannt methodische Standards zu schaffen, um eine taxonomische Einordnung der Phytolithe zu ermöglichen (BALL ET AL. 2016: 106, siehe Kapitel 2.1.7). Das ICPM hat eine “open source morphometric software” sowie eine Empfehlung zur Standardisierung der Phytolithen-Morphometrie entwickelt (CORSO ET AL. 2025: 153).

2.1.6.2 Online-Datenbanken: *PhytCore*

Online-Datenbanken sind eine wichtige Grundlage, um die Verarbeitung von Informationen in der Archäologie zu fördern und ermöglichen eine effizientere Klassifizierung von Phytolithen (ALBERT, RUIZ & SANS 2016: 98).

Die Datenbank *PhytCore* wurde 2011 gegründet und verfolgt das Ziel, Forschern eine Plattform zu bieten, um sich gemeinsam über die Identifizierung und Nomenklatur von Phytolithen auszutauschen. *PhytCore*-Nutzer haben außerdem die Möglichkeit, Diskussionen anzuregen und Vorschläge zu neuen Morphotypen einzubringen. Diese Vorschläge werden von einem Expertenteam geprüft und bewertet (PHYTCORE DB o. A.).

Die *PhytCore* Datenbank enthält digitale Bilder und zugehörige Informationen von Phytolithen aus Pflanzen, Böden, Paläoböden und archäologischem Material (ALBERT, RUIZ & SANS 2016: 99). Online-Datenbanken ermöglichen die Eingabe und Änderung von Daten durch mehrere Benutzer und sind zudem leicht zugänglich und von überall erreichbar (ALBERT, RUIZ & SANS 2016: 99). *PhytCore* wurde so strukturiert, dass das Auffinden aller enthaltenen Informationen

durch eine oder mehrere gleichzeitige Abfragen ermöglicht wird und erlaubt den Vergleich von digitalen Phytolithen-Bildern aus verschiedenen Quellen, wie moderne Böden und Pflanzen sowie archäologische und paläologische Bodenproben (ALBERT, RUIZ & SANS 2016: 99).

2.1.7 Systematiken & Taxonomie

Klassifikationsschemata werden entwickelt, um standardisierte Ordnung in umfangreiche Datenmengen zu bringen. Für Phytolithen können Klassifikationen basierend auf Kladistik, Genetik, Pflanzenanatomie, Morphometrie oder anderen Variationen erstellt werden, die sich aus der natürlichen Phytolithenbildung bei Pflanzen ergeben. Für die archäologische Forschung nützliche Klassifikationen müssen den Zustand der Phytolithen berücksichtigen, der in archäologischen und paläoökologischen Kontexten vorgefunden wird. Die Mehrheit der fossilen Phytolithen aus sedimentären Kontexten sind einzelne Morphotypen die vom strukturellen Netzwerk der ursprünglichen Wirtspflanze getrennt sind. Daher verwenden Klassifikationsschemata zur Lösung archäologischer Probleme einen morphometrischen oder morphometrisch-anatomischen Kontext anstelle des kladistischen Kontexts der Botanik (MULLHOLLAND & RAPP 1992: 9).

Im Rahmen der Phytolithen-Forschung gab es bis Anfang der 2000er Jahre keine allgemeingültige Systematik. Zahlreiche Synonyme (verschiedene Namen für denselben Morphotyp) und Homonyme (identische Namen für verschiedene Morphotypen) haben die Kommunikation zwischen Forschern und den Vergleich ihrer Daten erschwert (NEUMANN ET AL. 2019: 189). Als problematisch benennen BOWDERY ET AL. (2001: 269) auch, dass Begriffe für die Oberflächenbeschaffenheit sehr unterschiedlich verwendet werden. Einige Forscher definieren die von ihnen verwendeten Begriffe zur Beschreibung der Oberflächenornamentik spezifisch. Andere verwenden Begriffe, von denen sie annehmen, dass sie klar und selbsterklärend sind. Ein weiteres Problem ist die Tendenz, Begriffe aus der palynologischen Literatur zu übernehmen, obwohl diese Begriffe oft Merkmale beschreiben, die spezifisch für Pollenkörner sind. Im Jahr 1992 stellten MULLHOLLAND & RAPP fest, dass neben spezifischen Studien zur Morphologie, viele systematische Daten in der botanischen Literatur verborgen sind. Studien zur Pflanzenanatomie können Informationen zum Standort von Phytolithen enthalten. Pflanzentaxonomien enthalten möglicherweise morphologische Daten aus Studien, die auf zusammenhängenden Segmenten (mehrzeilige Phytolithen) basieren. Studien zur Zusammensetzungsanalyse können Hinweise darauf geben, ob bestimmte Taxa Kieselsäure enthalten. Diese Daten müssen durch zusätzliche regionale Studien sowie

gründliche Untersuchungen wichtiger Pflanzentaxa zusammengetragen und ergänzt werden (MULLHOLLAND & RAPP 1992: 10).

In der Vergangenheit gab es mehrere Versuche, die Benennung von Opal-Phytolithen zu standardisieren, oft in Verbindung mit der Einrichtung von Klassifikationssystemen (z. B. Bertoldi de Pomar 1971, Brown 1984, Ollendorf 1992, Pearsall und Dinan 1992, Fredlund und Tieszen 1994, Runge 1999, Bowdery et al. 2001, Zucol und Brea 2005, Pearsall 2016). Die meisten dieser Entwürfe beziehen sich jedoch entweder auf geografisch begrenzte Gebiete oder einzelne taxonomische Gruppen und keines der Systeme hat sich allgemein durchgesetzt. Das Nichtvorhandensein einer universellen Systematik führte zu der Beeinträchtigung des Forschungsfortschritts. (NEUMANN ET AL. 2019: 189). Um eine ausgedehntere Verbreitung von Phytolithen-Daten zu ermöglichen und das Potenzial der Phytolithen-Analyse zu erweitern, ist eines der dringlichsten Erfordernisse ein umfassendes Phytolithen-Klassifizierungssystem zu schaffen, das von Forschern verschiedenster Disziplinen genutzt und akzeptiert wird (BOWDERY ET AL. 2001: 267).

Phytolithen werden von Forschern größtenteils noch manuell identifiziert und kategorisiert, eine zeitaufwändige Aufgabe bei der es leicht zu Fehlklassifizierungen (aufgrund von Voreingenommenheit des Beobachters und relativer Erfahrung des Analytikers) und Schwierigkeiten bei der Reproduzierbarkeit der Ergebnisse zwischen Laboren kommen kann. Die automatisierte Klassifizierung von Phytolithen würde eine Standardisierung der Identifizierungsprozesse ermöglichen und mögliche Verzerrungen hinsichtlich der Klassifizierungsfähigkeit der Forscher vermeiden (DÍEZ-PASTOR ET AL. 2020: 1158).

Gemäß eines Forschungsberichts aus dem Jahr 2022 wurde ein Algorithmus zur automatischen Erkennung und Klassifizierung mehrzelliger Phytolithen entwickelt (BERGANZO-BESGA ET AL. 2022: 1). Die automatische Phytolithen-Klassifizierung ist ein vielversprechendes Forschungsgebiet, dass Forschern helfen wird, ihre Zeit effizienter zu investieren und ihre Erkennungsgenauigkeit zu verbessern (DÍEZ-PASTOR ET AL. 2020: 1158).

2.1.7.1 ICPN – International Code for Phytolith Nomenclature

Im Verlauf der Phytolithen-Tagungen (IMPR) erweiterte sich der wissenschaftliche Umfang dieser Veranstaltungen: Neben botanischen und pedologischen Ansätzen gewannen Archäologie, Umweltgeschichte/Paläoökologie sowie morphometrische und taxonomische Studien zunehmend an Bedeutung (CORSO ET AL. 2025: 154, AN & XIE 2022: 1 Vorwort). Die

Diversifizierung der Phytolithen-Forschung lässt sich auch an der Gründung verschiedener Ausschüsse unter der Schirmherrschaft des IPS ablesen. Ein wichtiges Ergebnis war die Erstellung des Internationalen Codes für Phytolithen-Nomenklatur durch die ICPN-Arbeitsgruppe (CORSO ET AL. 2025: 153 f.)

Im Jahr 2000 erkannte das wichtigste Leitungsgremium für die Disziplin der Phytolithen-Analyse (heute IPS) die Notwendigkeit einer Standardisierung der Nomenklatur und Terminologie (MADELLA, ALEXANDRE & BALL 2005: 253). Anschließend wurde ein Komitee mit der Ausarbeitung eines Internationalen Codes für die Phytolith-Nomenklatur beauftragt. Im Jahr 2005 wurde als Erstversuch der Standardisierung der *International Code for Phytolith Nomenclature 1.0* von der ICPN-Arbeitsgruppe in den *Annals of Botany* veröffentlicht (MADELLA, ALEXANDRE & BALL 2005: 253, AN & XIE 2022: 2). Mit der exponentiell wachsenden Zahl von Phytolithen-Studien sowie aufgrund der Diversifizierung der Forschungsthemen ist eine Standardisierung der Namen und Beschreibungen von Phytolithen-Morphotypen unerlässlich (CORSO ET AL. 2025: 154). Nach einem Jahrzehnt der Anwendung des Codes wurde es notwendig ihn zu aktualisieren, zu erweitern und zu optimieren. Im Jahr 2014 beauftragte die IPS ein neues Komitee (ICPT) mit deren Hauptaufgaben: (1) Überarbeitung und Änderung von ICPN 1.0; (2) Bereitstellung einer erweiterten Liste von Deskriptoren und (3) Entwicklung der *PhytCore*-Datenbank (NEUMANN ET AL. 2019: 189 f., siehe 2.1.6.2 Online –Datenbanken: *PhytCore*).

Anschließend wurde der ICPN 2.0 mit überarbeiteten Namen sowie vollständigen Definitionen der Morphotypen, die in ICPN 1.0 enthalten waren (AN & XIE 2022: 2), (sowie drei weitere, die häufig in Phytolithen-Ansammlungen aus modernen und fossilen Böden, Sedimenten und archäologischen Lagerstätten vorkommen) veröffentlicht. Die 19 Morphotypen sind die am häufigsten vorkommenden in Phytolithen aus modernen und fossilen Böden, Sedimenten und archäologischen Ablagerungen. Ein illustriertes Glossar mit gängigen Begriffen zur Beschreibung wurde ebenfalls zur Verfügung gestellt. Die Autoren betrachten den aktualisierten Code als einen Schritt in Richtung einer standardisierten Phytolithen-Klassifizierung. Er soll keine vollständige Liste sein, da in Zukunft noch viele weitere Morphotypen beschrieben und benannt werden müssen (NEUMANN ET AL. 2019: 189 f.).

2.1.7.2 Benennung

Einige Phytolithen, insbesondere von reproduktiven Strukturen (Blüten), können für bestimmte taxonomische Gruppen spezifisch sein und nach ihnen benannt werden. Die meisten Phytolithen weisen jedoch ein Maß an Redundanz auf (gleiche Formen in mehreren Taxa), dass sie in der Regel nicht einem einzigen Taxon zugeordnet werden können. Der anatomische Ursprung eines Phytolithen-Morphotyps ist oft ungewiss oder unbekannt, so dass der Name des Morphotyps nach morphologischen Merkmalen wie Form, Größe und Textur vergeben werden muss. Ein Morphotyp kann als eine Gruppe von Einzelexemplaren definiert werden, die die gleiche, einzigartige Form aufweisen (der Begriff „Form“ ist im weitesten Sinne zu verstehen und umfasst verschiedene morphologische Merkmale). Die Verwendung morphologischer Merkmale als Teil des Namens kann jedoch gemäß ICPN zu extrem langen und komplizierten Namen führen und stellt eine Vermischung von Benennung und Beschreibung dar. Die Formalisierung und Harmonisierung der Benennung von Phytolith-Morphotypen ist daher eine große Herausforderung für die internationale Phytolith-Forschungsgemeinschaft (NEUMANN ET AL. 2019: 190).

2.2 Exkurs Süßgräser/Getreide

Da die im Rahmen der Arbeit erstellten Referenzproben Grundlage für die Einordnung von Phytolithen-Proben (bspw. historische Ackerstandorte) sein können, werden in den folgenden Kapiteln Grundlagen des historischen Ackerbaus zusammengefasst erläutert. Des Weiteren wird die Bedeutung der Phytolithen-Analyse für die Entwicklung der Erforschung prähistorischer Ackersysteme (*Celtic Fields*) herausgearbeitet und die urgeschichtlichen Hintergründe für die Auswahl der untersuchten Getreidearten werden komprimiert beschrieben.

2.2.1 Ursprung Getreideanbau

Der Beginn des Getreideanbaus geht bis 10.000 v. Chr. zurück. Der Ursprung des Anbaus für den europäischen Raum liegt in Westasien im Bereich des fruchtbaren Halbmondes. In diesem Klimabereich und aufgrund der Lage der Flüsse Euphrat und Tigris herrschten günstige Bedingungen. Die Revolution von Jägern und Sammlern hin zur Landwirtschaft lässt verschiedene Hypothesen zu. Aufgrund eines Kälterückfalls (Jüngere Dryaszeit) kam es zu einer Absenkung der Waldgrenze und einem Rückgang von Hülsenfrüchten und Gräsern. Infolgedessen wurden vermutlich Samen gesammelt und ausgesät (SCHULZE 2023: 15). Eine weitere Quelle gibt ebenso einen Klimawandel an, jedoch benennt diese statt des

Kälterückfalls als Auslöser den darauffolgenden Anstieg der Durchschnittstemperatur um etwa 4 Grad Celsius (POSCHLOD 2015: 13, 38). Ebenso religiöse Gründe können gemäß archäologischen Untersuchungen Grund für die neolithische Revolution gewesen sein. Die im Raum Vorderasiens entdeckte Tempelanlage Göbekli Tepe hat sich durch Radiokohlenstoffdatierung als erstes großes Bauwerk der Menschheit herausgestellt. Es wird vermutet, dass der Tempelbau Grund für die bewusste Aussaat gewesen sein konnte und nicht wie zuvor die Deckung des Energiebedarfs (SCHULZE 2023: 15). Gemäß POSCHLOD sind weitere Hypothesen für die Sesshaftwerdung: Ressourcenmangel infolge einer steigenden Bevölkerungsdichte, eine Änderung der Weltanschauung (möglicher Zusammenhang SCHULZE 2023 - Religion) sowie des sozialen Verbunds und möglicherweise auch *“die Entdeckung des Gärungsprozesses, und das daraus entstandene Bedürfnis nach der Droge Alkohol”*. Realistisch betrachtet ist eine Kombination von mehreren Aspekten wahrscheinlich (POSCHLOD 2015: 13).

Der vorangehend beschriebene kulturelle *“Übergang von der aneignenden Wirtschaftsform der Jäger und Sammler zur produzierenden Wirtschaftsweise der Ackerbauern und Viehzüchter”* (SEIDL 2006: 12) wird als Neolithische Revolution bezeichnet. Die Ausbreitung der Neolithisierung vom arabischen Raum in die Regionen Mitteleuropas erfolgte etwa im Zeitraum von 10.000 v. Chr. bis 4000. Chr. (POSCHLOD 2015: 20, siehe Abbildung 3).

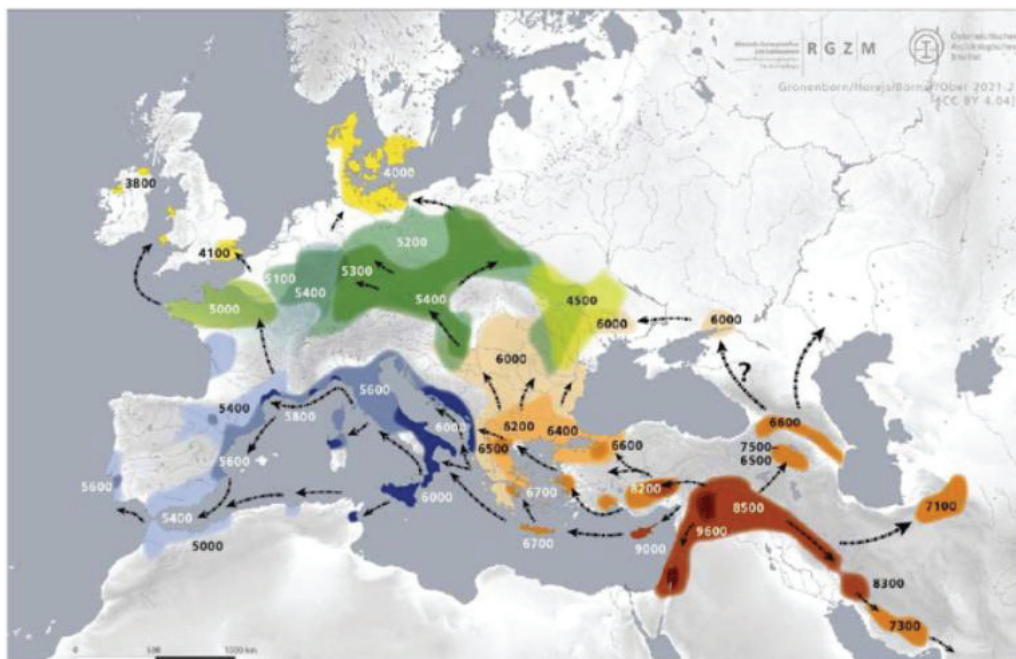


Abbildung 3: Neolithisierung in Westasien & Mitteleuropa (ZACH ET AL. 2023: 39)

Die Migrationshypothese ist die nachweislich wahrscheinlichste Theorie zu der Verbreitung der Sesshaftwerdung. Sie wird sowohl durch archäologische Analysen als auch durch

humangenetische und archäobotanische Analysen gestützt (POSCHLOD 2015: 19). Die Landwirtschaftskultur der Bandkeramiker brachte um 5500 v. Chr. erste Kulturpflanzen nach Mitteleuropa. Zu den Pflanzen der bandkeramischen Bauernkultur in Deutschland zählten Weizenarten (Emmer, Einkorn), Gerste (Nackt- und Spelzgerste), Hülsenfrüchte (Erbsen, Linse), Mohn und Lein (BEHRE 2008: 243). Gemäß Fundorten in Mecklenburg sind auch während der Bronzezeit Emmer und Gerste (Nackt- und Spelzgerste) von größter Bedeutung, wobei Einkorn rückläufig ist. Im Verlauf der Bronzezeit kommt der Anbau von Rispenhirse, Nacktweizen, Dinkel (vermehrt in Süddeutschland) sowie Saathafer (gering) hinzu (siehe Abbildung 4). Die Landwirtschaft wurde ab der Bronzezeit vielfältiger. In der Folge entstanden ausgedehnte Ackersysteme (*Celtic Fields*) mit Getreide-, Leguminosen- und Ölpflanzenanbau (BEHRE 2008: 245 f.).

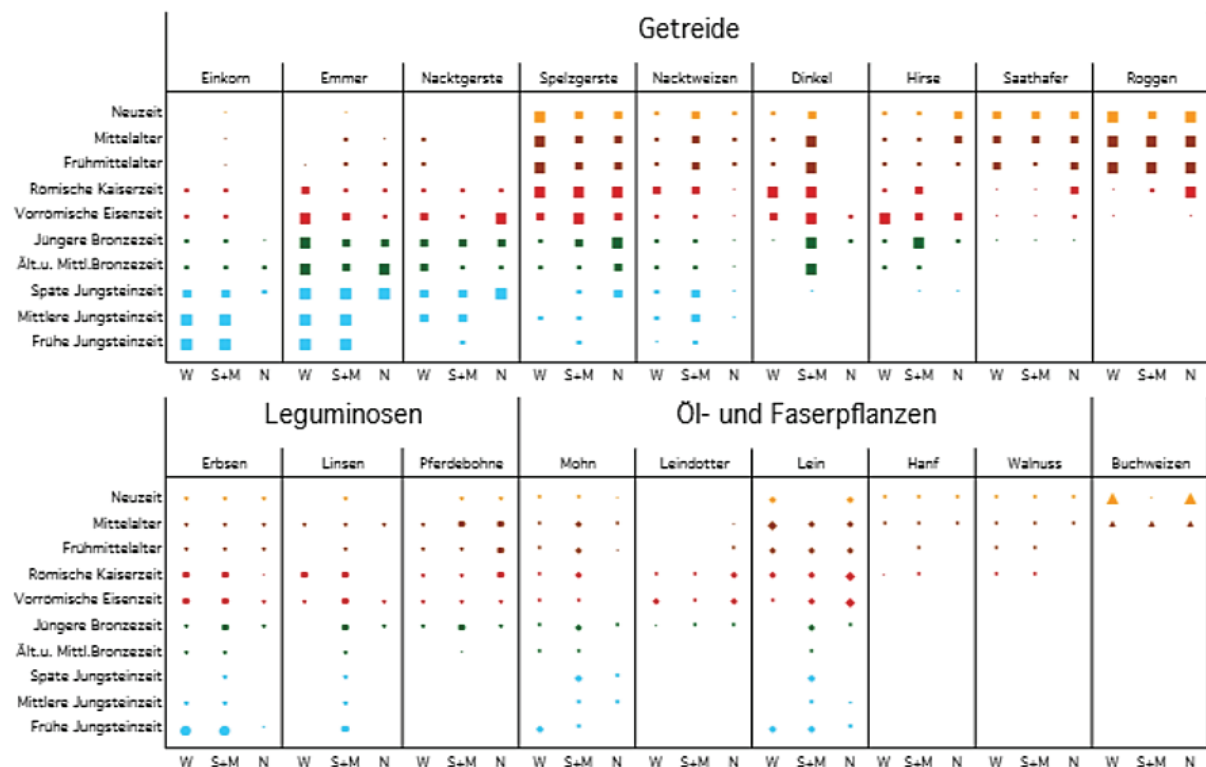


Abbildung 4: Anbau wichtigster Kulturpflanzen Deutschlands. Darstellung nach Gebieten Westdeutschland (W), Süd- und Mitteldeutschland (S+M) & Norddeutsches Tiefland (N). Größe der Zeichen bestimmt Häufigkeit des Vorkommens (BEHRE 2008: 244)

2.2.2 Prähistorische Ackersysteme – Celtic Fields

Celtic Fields sind landwirtschaftliche Feldsysteme aus eingedeichten Feldparzellen, die traditionell während der späten Bronzezeit, der Eisenzeit und den ersten beiden Jahrhunderten der römischen Periode (1000 v. Chr. bis 200 n. Chr.) datiert werden (ARNOLDUSSEN & LINDEN 2017: 551). Der etablierte Begriff **Celtic Fields** hat in diesem

Zusammenhang keine ausschließlich kulturelle oder chronologische Bedeutung (für den Ursprung der Feldsysteme. Die ersten als *Celtic Fields* entdeckten Ackerflächen wurden gemäß PFEFFER (2016: 207) aufgrund der spezifischen Form als keltisch betrachtet. Erstmalig entdeckt wurden die Ackersysteme in England etwa im Zeitraum von Anfang bis Mitte des 20. Jahrhunderts aus einem Flugzeug heraus. Der Ursprung der *Celtic Fields* wurde demnach fälschlicherweise in die Zeit vor der Entstehung des römischen Reiches und somit in die (Keltische) Eisenzeit datiert (BRUNS 2016: 3).

Der Ausdruck beschreibt gegenwärtig alle Feldsysteme mit der charakteristischen Parzellenform. Rechteckige bis quadratische Felder werden von einem Erdwall umgrenzt und bilden zusammen Ackersysteme. Die Parzellenlänge entspricht grundsätzlich nicht mehr als 60 m. Die begrenzenden Erdwälle waren höchstens 10 m breit und maximal 1 m erhöht. Der Zusammenschluss mehrerer Parzellen zu Ackersystemen sowie die umgrenzenden Erdwälle lässt die Erkennung von *Celtic Fields* über/mittels DGM (Digitales Geländemodell) oder Luftbildern zu (PFEFFER 2016: 207). Obgleich der Abtragung und Begradigung ist es möglich die Feldsysteme, aufgrund eines gesteigerten Humusgehalts in den Erdwällen, auf Satellitenbildern als dunkle, konturlose Bodenverfärbung zu erkennen. Mit Hilfe der Luftbilder wurden von 1950 bis 2000 in dänischen und niederländischen Heidelandchaften (und ehemaligen Heiden) eine Vielzahl weiterer *Celtic Fields* identifiziert (BRUNS 2016: 4).

Gemäß ARNOLDUSSEN & LINDEN (2017: 551) sind sie in den nordwesteuropäischen Sandböden beheimatet und häufig/zahlreich in den Niederlanden, dem belgischen Kempian-Plateau, Nordwestdeutschland und Dänemark vorhanden. Allerdings wurden im Anschluss der Veröffentlichung auch im nordosteuropäischen Raum zahlreiche *Celtic Fields* entdeckt (ARNOLD 2021). BRUNS (2016: 3) Veröffentlichungen bestätigen, dass Ackersysteme weitestgehend im mitteleuropäischen Raum vorkommen. Die ursprüngliche Erstreckung reichte vermutlich weit über die bekannten Funde hinaus, da die auf Geodaten zu erkennenden Wälle aufgrund von Bodenerosion ausschließlich flach erhalten sind und Ackersysteme lediglich dort zu erkennen sind, wo in den letzten zwei Jahrtausenden keine moderne landwirtschaftliche Bodenbearbeitung erfolgte (PFEFFER 2016: 207 f.)

Für die Interpretation der gesammelten Daten (sowohl Pollenanalyse-/ Phytolithen-Daten) ist es von Bedeutung den möglichen urgeschichtlichen Aufbau der Feldsysteme, deren Bewirtschaftung und die Lage deren Siedlungsgebäude zu kennen (ARNOLDUSSEN 2021: 27).

Ausgrabungen haben nachgewiesen, dass sich innerhalb von Ackersystemen Siedlungsstellen befanden (BRUNS 2016: 4). *Celtic Field* Systeme werden teilweise unterschiedlich gedeutet und rekonstruiert. Innenflächen werden meist als Acker dargestellt, sind vermutlich jedoch auch als Höfe oder brachliegend als Viehweide genutzt worden. Die Erdwälle werden teilweise mit Heckenbewuchs (Eingrenzung und Schutz gegen Bodenerosion) dargestellt oder auch als Äcker interpretiert (Pfeffer 2016: 208). An einer Position, an der Getreide verarbeitet wurde (bspw. Trocknen, Dreschen, Mahlen) sind wahrscheinlich vermehrt Phytolithen bestimmter Pflanzenteile, bspw. der Spelzen, zu finden. Besonders die Agrarlandschaften sind gemäß ARNOLDUSSEN (2021: 27) vergleichsweise wenig untersucht. In der Vergangenheit wurde sich vermehrt auf Grabungsstätten, Ritualplätze, etc. konzentriert, obwohl der Großteil der Lebensrealität an den Feldern, Wiesen und Gärten der Siedlungen stattfand. Eine weitere Rolle bei der Interpretation spielen agrarwissenschaftliche Kenntnisse über die Kulturpflanzen. Denn nach KREUZ (2020:126) hat bspw. Wintergetreide eine höhere Pollenproduktion als Sommergetreide. Demnach kann es ohne umfangreiches Wissen zu Fehlinformationen und der Annahme kommen, dass weniger Getreide angebaut worden ist. Hierbei hat die Phytolithen-Analyse (bei guten Siliziumgehalt) Vorteile gegenüber der Pollenanalyse.

Die beschriebenen urgeschichtlichen Zusammenhänge zwischen Sesshaftwerdung und Domestizierung der Kulturpflanzen/Getreidearten können mithilfe archäobotanischer Methoden wie der Phytolithen- oder Pollenanalyse, Digitalen Geländemodellen und weiteren Geodaten erforscht werden. Für die Auswahl der zu beschaffenden Pflanzenproben sind die oben genannten, durch Migration verbreiteten, Kulturpflanzen/Getreidearten von essenzieller Bedeutung. Da die Weiterverwendung der erstellten Referenzsammlung im Zusammenhang mit zukünftigen Sammlungen von Bodenproben an *Celtic field* Standorten stattfinden wird (& aufgrund von spärlichem Angebot alter Sorten), beschränkt sich die Auswahl auf Getreidearten die, während der Bronze-, Eisen- und späten Römerzeit vorwiegend im deutschen Raum (NO) vorkamen.

2.2.3 Domestizierung – Süßgras zu Getreide

Unabhängig voneinander kamen in verschiedenen Arealen weltweit erste Landwirtschaftsformen auf. Entsprechend der Kontinente und Regionen gab es Hinweise auf Landwirtschaft durch Keramik (10.000 v. Chr. in Mali) und kultivierte Pflanzen. Es entwickelten sich Kulturpflanzen wie bspw. Reis (*Oryza*) in China, Kürbis (*Cucurbita*) und Paprika (*Capsicum*) in Mittel- und Südamerika oder in Neuguinea Bananen (*Musa*), Taro (*Colocasia esculenta*) und

Zuckerrohr (*Saccharum officinarum*) (SCHULZE 2023: 15). Die in vorliegender Arbeit zu untersuchende Kulturpflanzengruppe der Getreide wurde aus Wildformen der Süßgräser (Poaceae) domestiziert. Der Ursprung der mitteleuropäischen und südwestasiatischen Getreidearten liegt in Vorderasien (Seidl 2006: 14). Vor ca. 11.000 Jahren begann der gezielte Anbau (GEIBLER & DRAX 2017: 196) im sogenannten "Fruchtbaren Halbmond" (MIEDANER & LONGIN 2022: 17). Während der Neolithischen Revolution entwickelten sich die bäuerlichen Gemeinschaften innerhalb weniger tausend Jahre zum Ausgangspunkt großer Zivilisationen (BRETSCHNEIDER 2019: 179). Der „Fruchtbare Halbmond“ (siehe Abbildung 5) bestand aus den heutigen Staaten: Syrien, Palästina, Israel, Iran, Irak (MIEDANER 2017: 11) sowie Türkei und Libanon (MIEDANER & LONGIN 2022: 17).



Abbildung 5: Bereich "Fruchtbarer Halbmond" mit wichtigsten Fundstellen der frühen Jungsteinzeit in Südwestasien. Gefärbte Fläche kennzeichnet Wald/Waldsteppe der damaligen Zeit (MIEDANER 2014: 16).

Die subtropischen Klimaverhältnisse in dem beschriebenen Gebiet können Modifikationen der Erbinformation verursachen, bspw. trägt hohe Insolation zur Bildung großkörniger Blütenstände bei. Gemäß Seidl sind diese von vorbäuerlichen Kulturen erkannt und bewusst genutzt worden (SEIDL 2006: 14). Neben der Sesshaftwerdung ist die Domestikation das wichtigste Element der neolithischen Revolution. Bei dem Prozess werden Pflanzen oder Tiere, die aufgrund ihres äußeren Erscheinungsbildes (Phänotyp) für die Nutzung des Menschen zweckmäßig erscheinen, von wilden Arten separiert und der Erbgutausaustausch reduziert. Diese Auslesezüchtung sowie "Hege und Pflege" verursacht eine Mutation des Erbgutes (Genotyp) und ein Abhängigkeitsverhältnis zwischen separiertem Lebewesen und

Mensch. Mit diesen Vorgängen erfolgte erstmals ein steuernder Eingriff des Menschen in natürliche Abläufe (SEIDL 2006: 13).

Während der Domestikation im Neolitikum setzten im Entwicklungsverlauf von Wild- zu Kulturpflanze zwei Abschnitte ein. Vorerst werden die Individuen selektiert, deren Samen einheitlich keimfähig und reifen, um eine plangemäße und vorrausschauende Zucht und Ernte zu ermöglichen (WITTE & FÖRSTER 2017: 161). Durch das spezifische Auslesen *“verloren die Ausgangsarten einige typische Wildpflanzenmerkmale, vor allem das natürliche Zerfallen der Ähren und das Öffnen der Hülsen und Kapseln bei der Reife. Die nach der Domestikation festen Ähren und geschlossenen Hülsen und Kapseln ließen sich leichter und vorallem vollständiger ernten”* (BEHRE 2008: 242 f.). Der als erstes (Göbekli Tepe) entstandene Weizen ist wahrscheinlich ein Einkorn mit einfachem Chromosomensatz (diploider Weizen). Aufgrund natürlicher Vorgänge kam es ohne menschlichen Eingriff zu Kreuzungen, aus denen sich der Kulturweizen entwickelte. (SCHULZE 2023: 16).

2.2.3.1 Auswahl Getreidesorten – Weizengräser (*Triticeae*)

Der Großteil der ersten im Raum Deutschland (siehe Abbildung 4) genutzten Getreidesorten gehören zu der Tribus der Weizengräser (Familie - Poaceae, Unterfamilie – Pooideae). Neben diesen Arten kamen später noch Hirse (Hirsegräser - Paniceae) und Hafer (Hafergräser - Aveneae) hinzu (siehe Kapitel 2.2.1). Aufgrund dessen und aufgrund der Verfügbarkeit im (Zeit-) Rahmen der Abschlussarbeit wurden vorwiegend die Weizengräser untersucht.

Zu den Weizengräsern (*Triticeae*) zählen u. a. Weizen (*Triticum aestivum*), Hartweizen (*T. durum*), Dinkel (*T. a. ssp. spelta*), Emmer (*T. turgidum ssp. dicoccum*), Einkorn (*T. monococcum*) sowie Roggen (*Secale cereale*) und Gerste (*Hordeum vulgare*) (RIMBACH ET AL. 2015: 123). Der erst später entstandene Weizen (*Triticum aestivum*), auch Saatweizen, Kulturweizen oder Weichweizen genannt, ist ein hexaploider Weizen mit dreifachem Chromosomensatz. Er entstand ursprünglich aus Einkorn, einem diploiden Weizen mit einfachem Chromosomensatz. Infolge natürlicher Abläufe ohne menschliche Einwirkungen kam es zu *“Kreuzungen, die vom diploiden [Weizen] zum tetraploiden [Weizen] (Emmer) und dann zum hexaploiden Weizen (Kulturweizen) führten”* (SCHULZE 2023: 16).

Der heutige *“Weizen ist eine Getreideart mit einem großen Formenreichtum”* (AUFREITER ET AL. 2008: 14). Die ältesten Vertreter sind hierbei Urwildeinkorn (*T. urartu*) und Wildeinkorn (*T. monococcum ssp. aegilopoides*) (MIEDANER & LONGIN 2022: 13). Wie in Abbildung 6 dargestellt

entstand Wildemmer durch eine natürliche Kreuzung zwischen Urwildeinkorn und Ziegengras I (*Aegilops speltoides*) (MIEDANER 2014: 30). Vor rund 3.500 Jahren kam es zur erneuten spontanen Kreuzung (GEIßLER & DRAX 2017: 217). So entstand der Europäische Dinkel aus Kultur-Emmer und Ziegengras II (*Aegilops tauschii*) (siehe Abbildung 6).

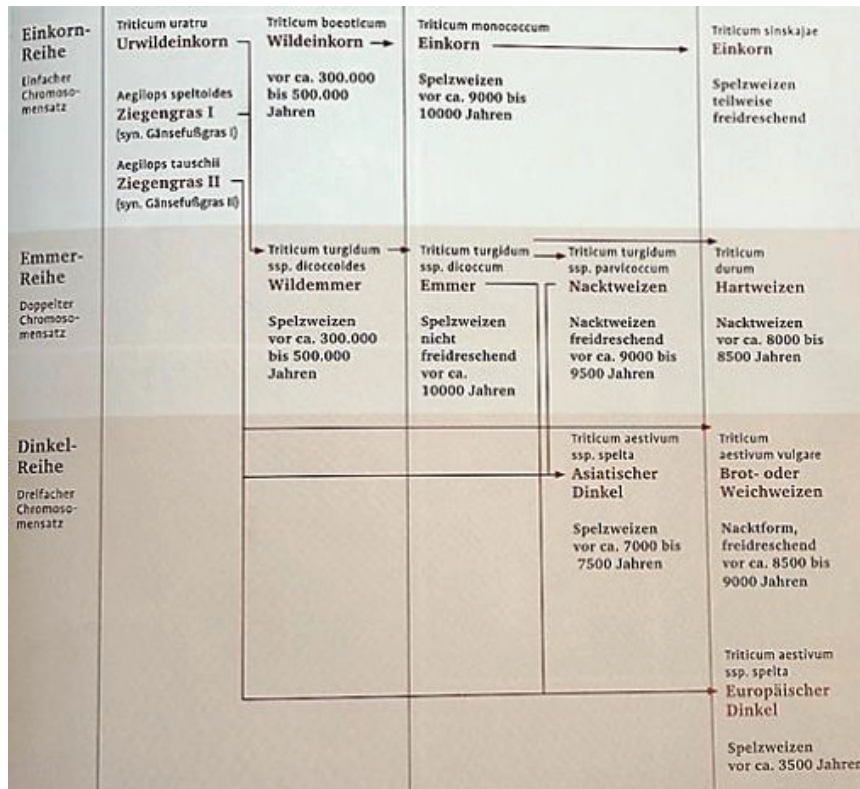


Abbildung 6: Stammesgeschichtliche Entwicklung des Weizens (GEIßLER & DRAX 2017: 209).

Roggen gelangte als „Unkraut“ in Weizenfeldern nach Mitteleuropa. Die ältesten Funde führen zurück nach Nordsyrien um 6.600 v. Chr. (GEIßLER & DRAX 2017: 209). Laut dem Roggenforum e. V. (2007: 28) begann der Anbau des Roggens als Kulturpflanze im 4. Jahrtausend v. Chr. in der Türkei. Als heutige Urform des Roggens gilt der Waldstaudenroggen (*S. multicaule*) und wurde um 1.400 erstmals erwähnt (POSCHLOD 2025: 15).

3 Methoden

3.1 Grundlagenrecherche

Anhand bereits vorhandener Daten werden zunächst aktuelle Grundlagen über die Phytolithe mittels Sekundärforschung zusammengetragen. Diverse verfügbare Datenbanken wie *Google Scholar*, *Web of Science* oder der *GVK Verbundkatalog* dienen hierbei zur Identifizierung relevanter wissenschaftlicher Publikationen sowie Fachzeitschriften. Für die Recherche geeigneter Literatur wird eine systematische Wortliste als Hilfestellung angefertigt (siehe Tabelle 1).

Tabelle 1: Systematische Wortliste. Begriffe auch in Englisch (KITENDORF 2025).

	Phytolithe	Getreide	(Süß-)Gräser
Oberbegriffe	Silizium, (Kristalline) Kieselsäure, Monokieselsäure, mineralische Pflanzenpartikel, Siliziumdioxid, Archäobotanik, Archäologie, Paläontologie	Getreidearten, Urgetreide, Kulturgetreide, Pseudogetreide, Gerste, Roggen, Weizen, Emmer, Einkorn, Dinkel, Weizengräser	Gräser
Aspekte	Verkieselung, mikroskopische Untersuchung, Phytolith- (Morpho-)typen/-formen, Phytolithen-Forschung (Geschichte/Aktuell), fossile Ablagerungen im Sediment, Umweltgeschichte, Schutzfunktionen, Ablagerungen in den Pflanzenzellen, Systematik, Verbreitung in Pflanzen, Extraktion von Phytolithe, Siliziumgehalt, Eigenschaften von Silizium, natürlicher Silizium- Kreislauf, Rekonstruktion paläoökologischer Umweltverhältnisse, Biomineralisierung, Archäologie, Ökologie	Slawenzeit, frühgeschichtliche Siedlungen, Umweltgeschichte, Getreideanbau (Entwicklung), Getreide-Kultivierung, Getreidezucht, Steinzeit, Landwirtschaft, landwirtschaftlicher Anbau, Geschichte des Getreides, historische Getreidesorten	magere Wiesenstandorte, Magerrasen, Umweltgeschichte, Wald- und Wiesengräser, Pflanzenanatomie, Pflanzenzellen und - gewebe, Zelltyp(en), Idioblasten, Verwendung, Biologie, Botanik
Synonyme	fossile Pflanzenreste, Opal- Phytolithe, Makrofossilien, Silikate, s. o. Oberbegriffe	Nutzpflanze, Futterpflanze, Süßgräser, Körnerfrüchte	Futterpflanze, Pflanze, Gräser, Poaceae, Gramineae, Pooideae, Panicoideae, Chlorideae

3.2 Datenerhebung

3.2.1 Beschaffung der Pflanzenproben

Vorab wurden relevante Gräser gesammelt. Es wurde sich auf in Europa heimische Grasarten aus verschiedenen Biotopen konzentriert, die wahrscheinlich bereits während der späten Bronzezeit (etwa 800 v. Chr.) bis zur älteren Römischen Kaiserzeit (475 n. Chr.), zum Zeitraum der *Celtic Fields*, vorkamen. Die entsprechenden Getreidesorten wurden von den Versuchsflächen der Hochschule Neubrandenburg (Fachbereich Agrarwirtschaft und Lebensmittelwissenschaften) geerntet sowie online bestellt (Urkorn-Puristen).

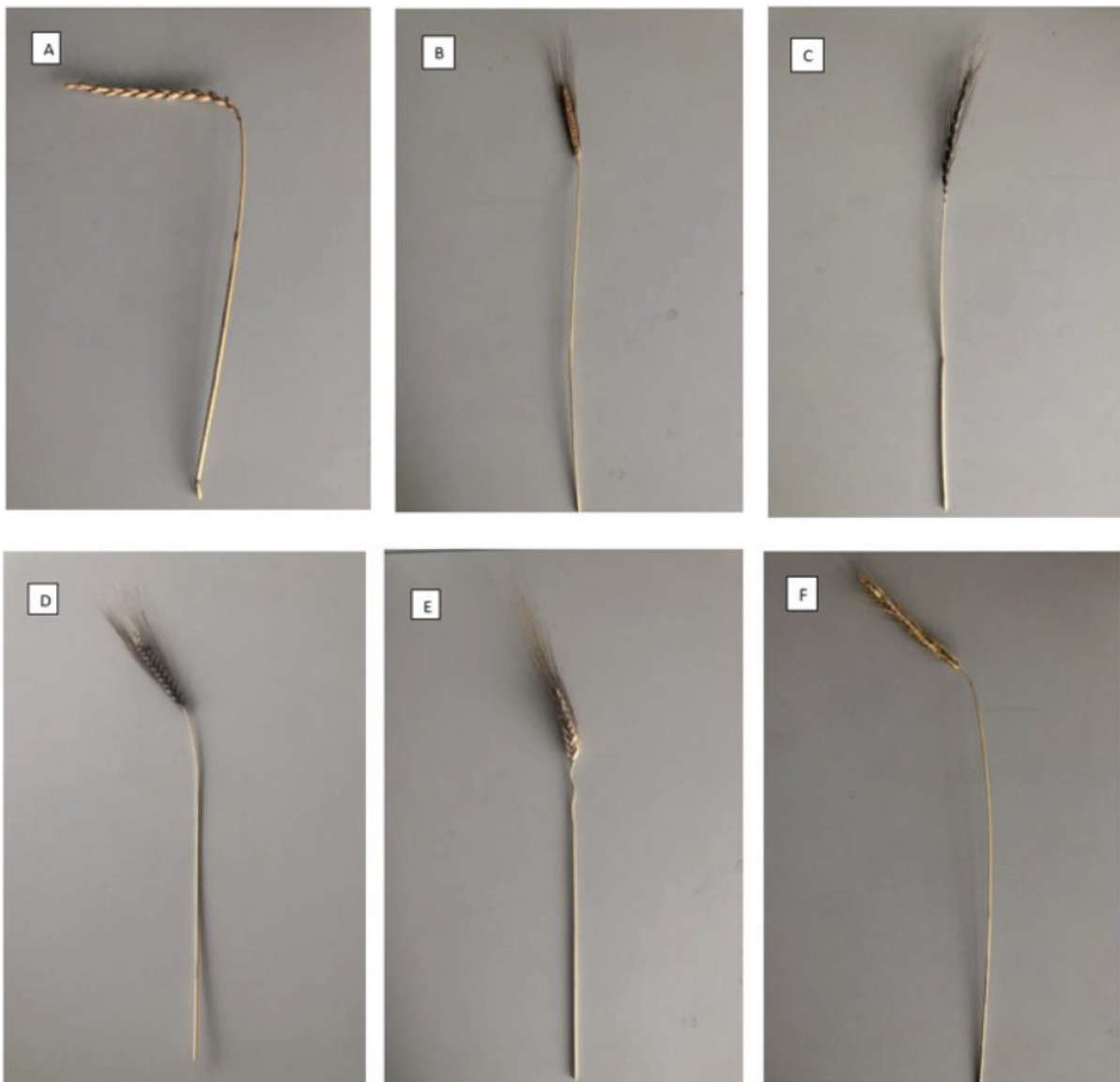


Abbildung 7: Untersuchte Getreidesorten der Bezugsquelle "Urkorn-Puristen", A = Dinkel, B = Einkorn, C = Urdinkel, D = Emmer, E = Koharsanweizen, F = Waldstaudenroggen (KITENDORF 2025).

Folgende Grasarten und Getreidesorten sind für die Untersuchung maßgebend:

Tabelle 2: Auflistung der Grasarten & Getreidesorten zur Untersuchung der Phytolithen-Morphotypen. Legende: B = Blatt, S = Stängel, BL = Blüte, SP = Spelze, G = Granne (KITENDORF 2025).

Grasarten:		B	S	BL
Rot-Straußgras	<i>Agrostis capillaris</i>			
Weißes Straußgras	<i>Agrostis stolonifera</i>			
Wiesen-Fuchsschwanz	<i>Alopecurus pratensis</i>			
Glatthafer	<i>Arrhenatherum elatius</i>			
Wald-Zwenke	<i>Brachypodium sylvaticum</i>			
Aufrechte Trespe	<i>Bromus erectus</i>			
Weiche Trespe	<i>Bromus hordeaceus</i>			
Wehrlose-Trespe	<i>Bromus inermis</i>			
Taube Trespe	<i>Bromus sterilis</i>			
Land-Reitgras	<i>Calamagrostis epigejos</i>			
Gewöhnliches Knäuelgras	<i>Dactylis glomerata</i>			
Rasen-Schmiele	<i>Deschampsia cespitosa</i>			
Draht-Schmiele	<i>Deschampsia flexuosa</i>			
Schaf-Schwingel	<i>Festuca ovina</i>			
Rot--Schwingel	<i>Festuca rubra</i>			
Wolliges Honiggras	<i>Holcus lanatus</i>			
Deutsches Weidelgras	<i>Lolium perenne</i>			
Behaarte Hainsimse	<i>Luzula pilosa</i>			
Einblütiges Perlgras	<i>Melica uniflora</i>			
Wald-Fluttergras	<i>Milium effusum</i>			
Rohrglanzgras	<i>Phalaris arundinacea</i>			
Knolliges Lieschgras	<i>Phleum nodosum</i>			
Hain-Rispengras	<i>Poa nemoralis</i>			
Wiesen-Rispengras	<i>Poa pratensis</i>			
Gewöhnliches Rispengras	<i>Poa trivialis</i>			
Mäuseschwanz-Federschwingel	<i>Vulpia myuros</i>			
Behaarte Segge (Sauergras)	<i>Carex hirta</i>			

Getreidesorten:		B	S	SP	G
Waldstaudenroggen	<i>Secale multicaule</i>				
Dinkel	<i>Triticum aestivum</i> ssp. <i>spelta</i>				
Urdinkel (Blue Velvet)	<i>Triticum aestivum</i> ssp. <i>spelta</i>				
Winterdurum (Hartweizen)	<i>Triticum durum</i>				
Emmer	<i>Triticum turgidum</i> ssp. <i>dicoccum</i>				
Einkorn	<i>Triticum turgidum</i> ssp. <i>monococcum</i>				
Khorasanweizen (Kamut)	<i>Triticum turgidum</i> x <i>polonicum</i>				

Die grün markierten Spalten stellen die vorhandenen Pflanzenteile für die mikroskopische Untersuchung dar. Einzelne Referenzproben weisen wenige bis keine Phytolithe auf. Diese sind weiß gekennzeichnet und für die weitere mikroskopische Ausarbeitung nicht relevant.

3.2.1.1 Standorte der Pflanzenproben

Die verschiedenen Gräser wurden u. a. im Stadtgebiet Neubrandenburg gesammelt (S 1, 2, 3, 4, 5, 7, 11, 12, 13, 14). Hinzu kommt der Standort Ihlenfelder Hänge, welcher sich nordöstlich von Neubrandenburg befindet (S 6). Standort 18 liegt am Ostufer des Tollensesees, im Bereich Nemerower Holz (siehe Abbildung 8). In Burg Stargard befinden sich die Standorte 16 und 17 (Klüschenberg und Stubbenteich) sowie der Standort 10 in Wolgast (Chausseestraße, siehe Abbildung 9).

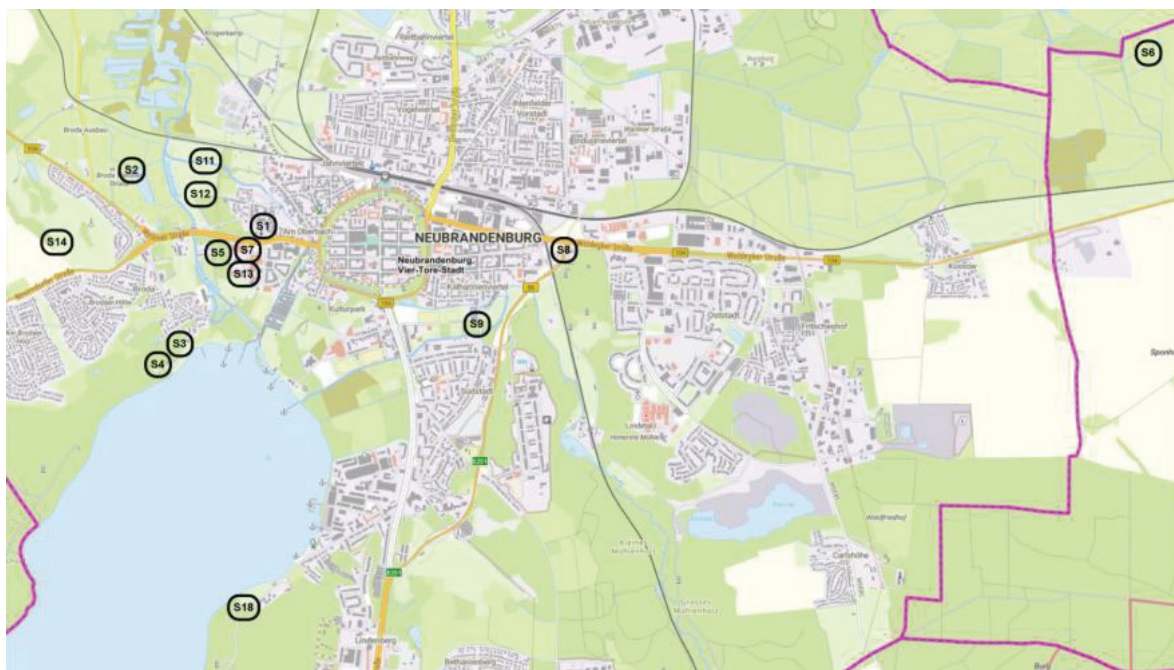


Abbildung 8: Standorte der untersuchten Gräser im Raum Neubrandenburg (KITENDORF 2025).

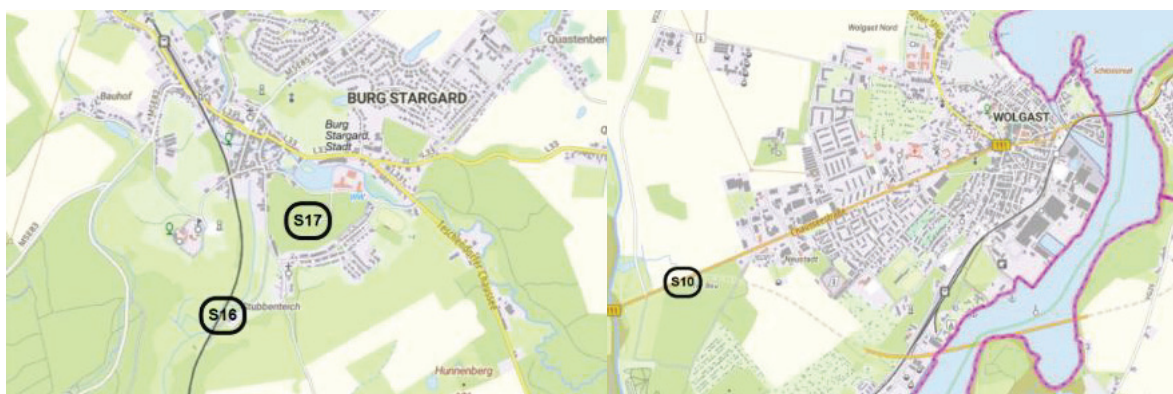


Abbildung 9: Standorte der untersuchten Gräser im Raum Burg Stargard & Wolgast (KITTENDORF 2025)

Die Mehrheit der Biotop- und Nutzungstypen ist Wald/Gehölz, Landwirtschaftliche Nutzfläche, Siedlung/Infrastruktur/Landschaftsbauten sowie Gewässer/Moor/Ufer. Im nachfolgendem werden die Gräser bestimmten Siedlungstypen nach Gaia Mv zugeordnet und in Tabelle 3 dargestellt.

Tabelle 3: Grasarten sortiert nach Flächennutzungstyp. Der jeweilige Standort kann den Abbildungen 8 & 9 entnommen werden (BECKER & KITTENDORF 2025).

Flächennutzungstyp	Grasarten	Standortnr. Pflanzenprobe (S)	Standort
Wald/Gehölze			
Laubwald	<i>Poa nemoralis</i> <i>Melica uniflora</i>	3	Brodaer Holz - Cafe Broda, Neubrandenburg
	<i>Milium effusum</i>	4	Brodaer Holz – Belvedere, Neubrandenburg
	<i>Deschampsia flexuosa</i>	18	Nemerower Holz, Neubrandenburg
	<i>Luzula pilosa</i>	17	Klüschenberg, Burg Stargard
Landwirtschaftliche Nutzflächen			
Frisches Grünland	<i>Bromus hordeaceus</i> <i>Festuca rubra</i> <i>Lolium perenne</i>	6	Ihlenfelder Hänge, Neuenkirchen
	<i>Alopecurus pratensis</i> <i>Poa annua</i>	2	Weitiner Str. (Wiese), Neubrandenburg
Feuchtgrünland	<i>Poa trivialis</i>	5	Bruchwald hinter Haus 2 (Hochschule), Neubrandenburg
Acker	<i>Holcus lanatus</i> <i>Agrostis capillaris</i>	10	Chausseestraße, Wolgast
	<i>Lolium perenne</i> <i>Calamagrostis epigejos</i>	15	nicht definiert

	<i>Vulpia myuros</i>		
	<i>Phleum nodosum</i> <i>Bromus erectus</i> <i>Agrostis stolonifera</i>	14	Brodaer Teiche, Neubrandenburg
	<i>Carex hirta</i> <i>Deschampsia cespitosa</i>	16	Stubbenteich, Burg Stargard
	Siedlung/Infrastruktur/Landschaftsbauten		
Kleingarten	<i>Brachypodium sylvaticum</i> <i>Calamagrostis epigejos</i>	11	Kleingartenverein Wiesenperle e. V., Neubrandenburg
	<i>Festuca ovina</i>	8	Katharinenviertel (Mühlendamm), Neubrandenburg
	<i>Phalaris arundinacea</i>	12	Ölmühlenbach, Neubrandenburg
Neubaugebiet, undifferenziert	<i>Poa pratensis</i>	1	Am Sankt Georg, Neubrandenburg
Freiflächen	<i>Luzula campestris</i>	7	Grünfläche Haus 2, Hochschule
	<i>Arrhenatherum elatius</i> <i>Dactylis glomerata</i> <i>Bromus sterilis</i>	13	Versuchsflächen Hochschule Haus 3, Neubrandenburg
Gewässer/Moor/Ufer			
Graben	<i>Bromus inermis</i>	9	Südstadt (Gätenbach), Neubrandenburg

3.2.2 Extraktion

Die Süßgräser werden in folgende drei Pflanzenteile gegliedert: Blüte, Blatt, Stängel. Die Ähren der jeweiligen Getreidesorten werden zusätzlich in Granne und Spelze unterteilt und von der Spindel abgetrennt. Das Korn wird dabei entfernt. Anschließend werden die einzelnen Pflanzensegmente in sogenannte Glühschälchen (siehe Abbildung 10 D) verteilt und in den Muffelofen für ca. 3,25 h (2 h Glühzeit /1,25 h Aufwärmzeit) bei 420 Grad Celsius gestellt. Das Pflanzenmaterial verbrennt dabei fast vollständig. Aufgrund des Verbrennungsprozessen entsteht Kohlenstoff, welcher im nächsten Schritt mithilfe von Wasserstoffperoxid (H₂O₂) entfernt wird. Hierbei werden die Glühschälchen, mit den verbrannten Pflanzenmaterialien und der Säure, auf ein Sandbad mit thermostatischer Temperaturregelung gestellt. Das Wasserstoffperoxid verdampft bei 200 °C und wird fortlaufend hinzugegeben, bis das restliche organische Material weitestgehend zersetzt ist (bzw. keine Bläschen mehr entstehen, siehe Abb. 10 D).

Nach der Zersetzung des Kohlenstoffs wird der Inhalt der Glühschälchen mit einer Dispersionslösung (10 ml) befüllt. Diese Flüssigkeit wird in Reaktionsröhrchen umgefüllt und anschließend in einem Ultraschallbad erhitzt (siehe Abbildung 10 E), wodurch grobe Schmutzpartikel gelöst werden. Nach dem Erhitzen im Ultraschallbad werden die Reaktionsröhrchen in eine Tischzentrifuge (1-2 min bei 1800 Speed/RCF, siehe Abbildung 10 F) gestellt, sodass Anhaftungen von Schmutzpartikel gelöst werden können. Dabei setzen sich die Phytolithe am Boden (zum Teil auch am Rand des Reaktionsröhrchen) ab. Die Schmutzpartikel hingegen schweben in der Lösung. Mit einer feinen Kunststoff-Pipette werden diese vorsichtig entfernt. Das Reaktionsröhrchen. Mit der restlichen Lösung, wird nun mit destilliertem Wasser aufgefüllt. Die letzten zwei Schritte (Zentrifuge, Auswaschung) werden wiederholt, bis die Flüssigkeit (nach dem Absetzen der Phytolithe) klar erscheint (ca. Dreimal). Die im Reaktionsröhrchen verbliebenden Phytolithe werden anschließend mit Alkohol (96,5 %) aufgefüllt.

Auf einen Objektträger werden jeweils 20 µl Phytolith-Lösung aufgebracht. Nachdem der Alkohol verdampft ist, werden 50 µl des Eindeckmediums Permount auf die

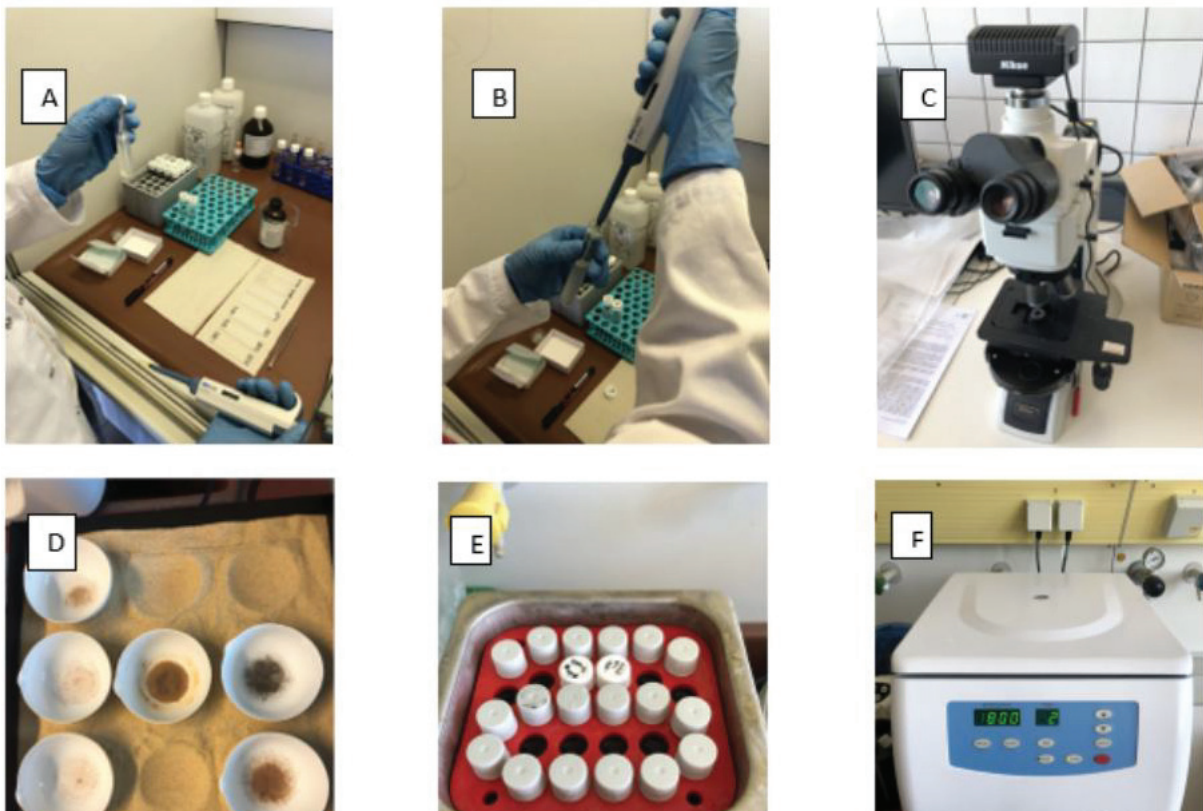


Abbildung 10: Material & Methoden im Labor. A & B = Auftragen der Probenlösung auf Objektträger, C = Lichtmikroskop, D = Verglühte Pflanzenproben auf Sandbad – Oxidation mit Wasserstoffperoxid, E = Reaktionsröhrchen – Phytolithenproben - im Ultraschallbad & F = Tischzentrifuge (KITENDORF 2025).

getrocknete Phytolith-Lösung gegeben und mit einem Deckgläschen abgedeckt. Das Permout muss 24 bis 48 h aushärten (siehe Abbildung 10 A & B).

3.2.3 Mikroskopische Ausarbeitung

Unter dem Lichtmikroskop (Nikon ECLIPSE LV100ND, siehe Abbildung 10 C) werden mit 400-facher Vergrößerung die Referenzproben untersucht. Beginnend am linken oberen Rand des Deckgläschens wird pro Pflanzenteil eine Anzahl von 300 Phytolithen ausgezählt und separat in Excel-Tabellen notiert. Die Phytolithe werden mithilfe des *International Code for Phytolith Nomenclature* (ICPN) 2.0 klassifiziert und in vier Größenkategorien eingeordnet: a ($\leq 20 \mu\text{m}$), b (21-50 μm), c (51-80 μm), d ($> 80 \mu\text{m}$). Die Phytolithen-Länge wird manuell mithilfe der Mikroskopsoftware NIS-Elements gemessen. Der morphologische Formtyp sowie die Beschaffenheit von Rand und Oberfläche kann durch die einheitliche Nomenklatur festgelegt werden. Sofern ein Phytolith klassifiziert wird, erhält dieser einen sogenannten Code. Dieser setzt sich aus den jeweils ersten drei Anfangsbuchstaben zusammen und beinhaltet neben der Form auch die Beschaffenheit des Randes und/oder der Oberfläche. Hierbei ist das prägnanteste Merkmal essenziell. Beispiel: Wird ein Phytolith als langzellig (elongate) mit einem wellenförmigen (sinuate) Rand klassifiziert, erhält dieser Phytolith den folgenden Code: ELO_SIN.

Nachfolgend wird für das bessere Verständnis eine Beispieltabelle für die Auszählung aller Referenzproben dargestellt (siehe Tabelle 4).

Tabelle 4: Beispieltabelle Auszählung Der Pflanzenproben, hier: Emmer (*Triticum dicoccon*) - Spelze (Kittendorf 2025).

Grasart/Getreidesorte: Emmer (<i>Triticum dicoccon</i>)					
Pflanzenteil: Spelze					
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80\mu\text{m}$)	Insgesamt
SAD	2	1			3
ELO_ENT		4			4
TRA		3		1	4
ACU		1	2	6	9
PAP	9				9
RON	16	1			17
CAR	22				22
ELO_SIN	2	20	5		27
ELO_DEN	2	67	14	2	85
ELO_DET	6	53	38	23	120
Summe	59	150	59	32	300

In der linken Spalte werden die einzelnen Phytolithen-Morphotypen, die bestimmt werden, untereinander aufgelistet. Hierbei wird unmittelbar der Code festgelegt. Die darauffolgenden vier Spalten zeigen die jeweiligen Maße der einzelnen Phytolithe auf. Der Phytolithen-Morphotyp "ELO_SIN" wurde in diesem Fall 27-Mal gezählt und in den folgenden Maßen festgestellt: zwei Phytolithe $\leq 20 \mu\text{m}$, 20 in der Größenklasse 21-50 μm sowie fünf zwischen 51-80 μm . Die Auswertung einer Referenzprobe endet, wenn in der Gesamtsumme 300 Phytolithen gezählt werden ($n = 300$, siehe untere Zeile rechts).

4 Untersuchungsergebnisse

Insgesamt wurden bei der Analyse der Probengruppen Getreide und Gräser (etwa 90 Pflanzenproben) signifikante Mengen an Phytolithen nachgewiesen. Es wurden etwa 60 Morphotypen bestimmt. Angesichts der vier Größenklassen a ($\leq 20 \mu\text{m}$), b (21–50 μm), c (51–80 μm) und d ($> 80 \mu\text{m}$) sind insgesamt 208 Variationen (Formtyp x Größenklasse) festgestellt worden.

4.1 Ergebnisse Größenklassen

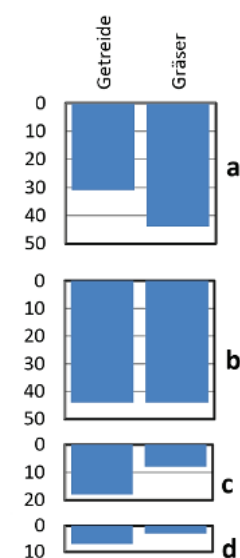


Abbildung 11:
Gegenüberstellung
Größenklassen Gräser &
Getreide (Becker 2025).

Die Auswertung der Größenklassen (a–d) zeigt deutliche Unterschiede in der Verteilung zwischen Getreide und Gräsern. Bei den Getreidesorten liegen die Anteile der Phytolithe überwiegend in den mittleren Größenklassen: Größenklasse b (21–50 μm) macht 44 % und Größe a ($\leq 20 \mu\text{m}$) 31 % aus. Daran schließen sich Größe c (51–80 μm) mit 18 % sowie ein kleinerer Anteil an sehr großen Phytolithen der Größe d ($> 80 \mu\text{m}$) mit 7 % an (siehe Abbildung 11).

Die Gräser hingegen zeigen ein anderes Muster: Die Phytolithe verteilen sich nahezu gleichmäßig auf die beiden kleineren Größenklassen a und b (jeweils 44 % während die größeren Klassen nur gering vertreten sind (c = 8 %, d = 3 %). Damit wird deutlich, dass die Getreidesorten im

Vergleich zu den Gräsern einen höheren Anteil größerer Phytolithe (c und d) aufweisen, während Gräser stärker von den kleineren Größenklassen geprägt sind.

Die Größenklassen in den einzelnen Pflanzenteilen verdeutlichen die Verteilungen der Größen in den einzelnen Probenreihen. Wobei die Proben beider Stängel eine ähnliche Größenverteilung aufweisen. Ebenso bei den Getreide- und Gräserblättern treten besonders häufig Exemplare der Größe b auf (rund 50 %). Es ist jedoch zu erkennen, dass die Blätter der Gräser deutlich weniger Phytolithe in Klasse c und d (14 %) aufweisen als die Getreideblätter (25 %).

Am deutlichsten wird der Unterschied bei dem Vergleich des Blütenstands der Gräser mit dem der Grannen und Spelzen der Getreide. In den Blütenproben der Gräser waren 60 % der Phytolithe in Klasse a nachweisbar. In den Grannen und Spelzen der Getreide hingegen waren etwa halb so viele Phytolithe (25–39 %) in Größenklasse a nachweisbar.

Die deutlichsten Unterschiede zwischen Gräsern und Getreiden zeigen sich insbesondere innerhalb der Größenklassen a, c und d in Blütenproben bzw. in Grannen- und Spelzenproben, sowie in der Größenklasse d der Blattproben (siehe Tabellen 5 & 6).

Tabelle 5: Mittelwerte (Häufigkeiten in %) der Größenklassen - Gräser (BECKER & KITTENDORF 2025).

Pflanzenteil	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21–50 μm)	c (51–80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)
Blüte	60	33	5	3
Blatt	33	53	10	4
Stängel	36	50	11	3

Tabelle 6: Mittelwerte (Häufigkeiten in %) der Größenklassen - Getreide (BECKER & KITTENDORF 2025).

Pflanzenteil	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21–50 μm)	c (51–80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)
Granne	25	40	23	12
Spelze	39	38	17	6
Blatt	24	52	15	10
Stängel	32	49	15	4

Insgesamt bestätigt die Betrachtung der Größenklassen der Pflanzenteile, insbesondere in den jeweiligen Blütenständen, dass sich die Verteilungsmuster zwischen Gräsern und Getreide reproduzierbar unterscheiden und als ein Kriterium zur Abgrenzung herangezogen werden können (siehe Tabellen 5 & 6). Es ist zu berücksichtigen, dass die Mittelwerte aufgrund fehlender Pflanzenteile bei einzelnen Arten leicht verzerrt sein können und daher nicht die vollständige Repräsentation widerspiegeln wie Arten, bei denen alle Pflanzenteile vorlagen.

4.2 Ergebnisse Morphotypen

Die Auswertung der gezählten Phytolithen-Morphotypen verdeutlicht Unterschiede zwischen den untersuchten Getreidesorten und den Grasarten. Während in beiden Gruppen eine Vielzahl unterschiedlicher Formen vorkommen, variieren die relativen Häufigkeiten und die Dominanz einzelner Typen. Die Morphotypen unterscheiden sich zwischen den einzelnen Arten, sowohl in der Kategorie der Gräser als auch der Getreide. Zusätzlich zeigen sich zwischen den verschiedenen Pflanzenteilen (Granne, Spelze, Blüte gesamt, Blatt, Stängel) Unterschiede.

Bei den sieben untersuchten Getreidesorten wurden insgesamt 35 unterschiedliche Phytolithen-Morphotypen nachgewiesen. Den größten Anteil bilden Langzellenformen (ELO-Typen), die meistens etwa 60 % der Gesamtzahl ausmachen und in mehreren Unterformen (z. B. ELO_SIN, ELO_ENT, ELO_DEN, ELO_DET) auftreten. Ergänzend treten Typen wie RON, CAR, ACU, ACU_BUL und PAP regelmäßig, jedoch in geringeren Anteilen auf. Insgesamt zeigt sich

die Morphotypenzusammensetzung der Getreidesorten vergleichsweise homogen und wird von wenigen dominanten Haupttypen geprägt. Dabei ist zu berücksichtigen, dass die Gruppe der Getreide nur rund ein Viertel der Artenzahl im Vergleich zu den untersuchten Gräsern umfasst, was sich in der Diversität der Morphotypen widerspiegeln kann.

Die Gräser weisen demgegenüber eine deutlich größere morphologische Vielfalt auf. Insgesamt konnten in den 27 analysierten Grasarten 55 verschiedene Phytolithen-Morphotypen identifiziert werden. Wie bei den Getreiden treten auch hier die Langzellenformen (ELO-Typen) am häufigsten auf und machen etwa 50 % der Gesamtzahl aus. Die Gräser zeigen jedoch eine höhere Varianz in der Zusammensetzung: Typen wie CRE und PAP kommen insgesamt häufiger vor als in den Getreideproben. Das Vorkommen der Typen RON und CAR ist in beiden Gruppen im Mittel vergleichbar. Dennoch zeigen einzelne Arten deutliche Abweichungen vom Gesamtdurchschnitt, sodass bei manchen Formtypen eine breitere Streuung besteht als bei den Getreiden. Besonders Wald-Zwenke, Deutsches Weidelgras (RON, CAR), Rasen-Schmiele (CAR) und Wiesen-Fuchsschwanz (CAR) weisen im Vergleich zu den übrigen Proben höhere Anteile dieser beiden Typen auf. Insgesamt zeigt die Gruppe der Gräser eine weniger homogene Zusammensetzung und ein breiteres Spektrum an Phytolithen-Formen.

Einige seltenere Morphotypen liefern zusätzliche Hinweise: SAD, das in der Literatur als charakteristisch für Chlorideae beschrieben ist, konnte in den Proben nur selten nachgewiesen werden. Auch die für Panicoideae typischen BIL- und LOB-Formen treten nur vereinzelt in Gräsern (BIL: $\leq 1,00$ %; LOB: Einblütiges Perlgras – 3,67 %, Gewöhnliches Knäuelgras – 2,22 %) auf und fehlen bei den Getreiden nahezu vollständig ($\leq 0,22$ %). Dies belegt die geringe Bedeutung dieser Unterfamilien im mitteleuropäischen Vegetationsbestand (siehe Anhang 1.1 & 1.2).

In den vorliegenden Analysen traten die Phytolithen-Typen ELO_DEN und ELO_DET in den Getreideproben deutlich häufiger auf als in den untersuchten Gräsern. Besonders in den Spelzen der Triticeae waren beide Formen regelmäßig und in höheren Anteilen vertreten (Mittelwerte), während sie in den Gräserproben nur vereinzelt oder gar nicht nachgewiesen werden konnten (siehe Tabelle 7, Anhang 1.1 & 1.2). Diese Beobachtungen stimmen mit den in der Literatur beschriebenen Befunden überein, die ELO_DEN und ELO_DET als

charakteristische bzw. diagnostische Merkmale der Getreideformen hervorheben (HERMANS ET AL. 2023, 2025).

Die Ergebnisse zeigen, dass der Morphotyp PAP überwiegend und in besonders hoher Anzahl in den Blütenständen der Gräser vorkommt. In den meisten untersuchten Arten wurden zwischen 50 und 200 Papillen-Phytolithe nachgewiesen. Ausnahmen bilden Wald-Fluttergras (*Milium effusum*), Rohr-Glanzgras (*Phalaris arundinacea*), Hain-Rispengras (*Poa nemoralis*), Draht-Schmieie (*Deschampsia flexuosa*) sowie Behaarte Segge (*Carex hirta*) bei genannten Arten wurde PAP in geringen Mengen oder nicht festgestellt (siehe Anhang 1.1). Bei den Getreidesorten treten Papillen-Phytolithe dagegen nicht vorwiegend und in großen Mengen in den Blütenständen, sondern auch in Blättern und Stängeln auf (siehe Anhang 1.2). Ein erhöhtes Vorkommen zeigt sich nur bei einzelnen Arten, darunter Khorasanweizen mit 39 Phytolithen in den Grannen, Urdinkel mit 49 Phytolithen in den Spelzen sowie Winterdurum mit 98 Phytolithen in den Grannen.

Weiterhin war die Häufung von ACI und teilweise ACU-Formen bei Arten mit dichter Behaarung auffällig. Pflanzen mit zahlreichen Trichomen, bspw. Weiche Trespe oder Wolliges Honiggras, wiesen eine deutlich höhere Anzahl dieser zugespitzten, nadelförmigen Phytolithe auf als unbehaarte Arten.

4.3 Integrierte Ergebnisse: Größenklassen & Morphotypen

Die zusammengeführte Betrachtung der Größenverteilungen und Morphotypen zeigt, dass sich die Getreide und Gräser in dieser Arbeit in mehrfacher Hinsicht voneinander unterscheiden lassen (siehe Tabelle 7).

Die Analyse der Größenklassen zeigt deutliche Unterschiede zwischen beiden Gruppen, vor allem hinsichtlich der Blütenstände (siehe Tabelle 5 & 6). Die untersuchten Gräser sind überwiegend durch kleinere Phytolithe geprägt, während größere Formen nur einen geringen Anteil ausmachen. Bei den Getreidearten verschiebt sich das Muster hin zu größeren Phytolithen, was eine Trennbarkeit zwischen beiden Gruppen ermöglicht (siehe Tabelle 7).

Tabelle 7: Vergleich der Ergebnisse Morphotypen & Größenklassen (Becker & Kittendorf 2025).

Kategorie	Getreide (Ø in %)	Gräser (Ø in %)	Interpretation
Größenklassen			
a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	31 %	44 %	Gräserphytolithe häufiger
b (21–50 μm)	44 %	44 %	ähnlich stark vertreten

c (51–80 µm)	18 %	8 %	Getreidephytolithe deutlich häufiger
d (> 80 µm)	7 %	3 %	deutlich häufiger in Getreiden
Morphotypen			
ELO_ENT	26 %	20 %	ähnliche Mittelwerte, höhere Streuung bei Gräsern
ELO_SIN	22 %	29 %	
ELO_DEN	4,7 %	0,4 %	Häufung typisch für Getreidespelzen, Indikator zur Abgrenzung
ELO_DET	8,2 %	1,5 %	
CAR	5,2 %	4,7 %	Pooideae-Indikator, ähnliche Mittelwerte, höhere Streuung bei Gräsern
RON	4,7 %	4,0 %	ähnliche Mittelwerte, leicht höhere Streuung bei Gräsern
SAD	1,6 %	1,1 %	Chlorideae-Indikator, sehr selten, höhere Streuung bei Gräsern
BIL	0 %	0,1 %	Panicoideae-Indikatoren, nur in Gräsern
LOB	0,1 %	0,2 %	
PAP	6,2 %	14,8 %	Häufig in Blütenständen, Teil der epidermalen Zellstruktur
ACI	0,4 %	1,8 %	vor allem in Blütenständen, gehäuft bei behaarten Arten
ACU	3,5 %	3,5 %	
ACU_BUL	3,5 %	5,7 %	
Diversität	geringer	höher	Getreide 35, Gräser 55 Formtypen

In der morphologischen Zusammensetzung ergeben sich sowohl Gemeinsamkeiten als auch Unterschiede. In beiden Gruppen dominieren Langzellen-Phytolithe (ELO), die den Hauptanteil der Phytolithen-Ausstattung bilden. Ergänzend treten in geringeren Häufigkeiten Pooideae-Indikatoren wie RON und CAR auf. Die Gräser zeigen insgesamt eine größere Morphotypenvielfalt: Neben ELO-Formtypen treten verstärkt PAP, CRE und ACU auf, während Panicoideae-typische Formen (BIL, LOB) kaum vorkommen. Der Chlorideae-Indikator SAD ist in beiden Gruppen selten. Es zeigt sich, dass die Zusammensetzung der Getreidearten homogener ist, während die Gräser durch eine höhere morphologische Variabilität gekennzeichnet sind. Insbesondere die Typen ELO_DEN und ELO_DET treten in den Getreideproben deutlich häufiger auf (siehe Tabelle 7).

Die Kombination aus Größenverteilungen und Morphotypen-Ausstattung bzw. -Variabilität erlaubt eine deutliche Tendenz zur Unterscheidung von domestizierten Getreidesorten und Wildgräsern. Zugleich bestätigen die Ergebnisse, die in der Literatur beschriebenen Unterschiede zwischen den Unterfamilien Pooideae, Panicoideae und Chlorideae.

5 Datenanalyse

5.1 Diskussion der Ergebnisse

5.1.1 Größenklassen

Die vorliegenden Ergebnisse zeigen, dass sich Getreide und Gräser hinsichtlich der Größenverteilung unterscheiden (siehe Tabelle 5 & 6). Am deutlichsten wird der Größenunterschied zwischen Gras- und Getreideproben bei dem Vergleich des Blütenstands. Der Unterschied kann auf eine abweichende Zellstruktur hinweisen. Ein möglicher Erklärungsansatz für diesen Unterschied könnte in der Domestikations- und Züchtungsgeschichte der Getreide liegen. Durch die gezielte Selektion auf höhere Biomasse- und Kornerträge haben sich nicht nur morphologische Merkmale wie Korn- und Halmgröße verändert, sondern vermutlich auch Zellstruktur und Wandstärke, was sich auf die Phytolithen-Größe auswirken kann (PREECE ET AL. 2016: 387; PIPERNO 2006: 54, 68).

Denkbar ist zudem, dass größere Phytolithe in Getreiden mit einem höheren Siliziumeinlagerungsgrad in bestimmten Geweben (z. B. Spelzen) korrelieren. Dies wirft Fragen auf wie:

- Spiegelt sich der Domestikationsgrad einer Art in durchschnittlicher Phytolithen-Größe wider?
- Lassen sich Unterschiede in der Siliziumaufnahme und -verteilung zwischen kultivierten und wildwachsenden Formen nachweisen?
- Inwieweit hängt die Phytolithen-Größe mit der mechanischen Stabilität oder Schutzfunktion der Pflanze zusammen?

Zur Klärung dieser Zusammenhänge wäre eine weiterführende Untersuchung der Siliziumkonzentration in unterschiedlichen Geweben sowie ein Vergleich zwischen modernen Zuchtformen und Wildtypen erforderlich.

Eine weitere mögliche Einflussgröße ist die Nährstoffversorgung der Pflanzen. Die Sorte Winterdurum (Versuchsfläche Hochschule Neubrandenburg, Stickstoff-Schwefel-Düngung Vegetationsbeginn und während des Schossens, keine Nachdüngung Ährenschießen), zeigt ein ähnliches Größenverteilungsmuster wie der Durchschnitt der Gräser. Vermutlich wurden die restlichen Getreideproben (Urkorn-Puristen) vollumfänglich gedüngt, da diese eine kräftigere sowie größere Wuchsform und Fruchtbildung aufwiesen. Ein Indiz für den Faktor Nährstoffversorgung könnte ebenso sein, dass Grasarten mit großen Phytolithen bspw. Wald-Flattergras, Land-Reitgras oder Wolliges Honiggras (siehe Anhang 1.1) auf

Standorten vorkamen, von denen kein bzw. wenig pflanzliches Material abtransportiert wird (siehe Kapitel 2.1.1). Der Standort des Waldflattergrases (Brodaer Holz) bietet bspw. eine Humusschicht im Gegensatz zum eher sandigen Boden des Versuchsstandortes von dem der Winterdorum stammt. Das abgestorbene Pflanzenmaterial, welches Silizium bzw. Phytolithe wieder dem Boden rückführt fehlt auf landwirtschaftlichen Standorten (siehe Kapitel 2.1.4).

Um diesen Zusammenhang zu prüfen, wären vergleichende Kulturversuche mit variierender Nährstoffzufuhr (insbesondere Silizium) sowie Analysen derselben Grasarten von unterschiedlichen Standorten erforderlich.

Auf Grundlage der vorliegenden Ergebnisse erscheint eine Unterscheidung zwischen Gräsern und Getreiden anhand der Phytolithen-Größe grundsätzlich möglich. Allerdings weisen einige wildwachsende Grasarten ebenfalls größere Phytolithe auf, was die Genauigkeit einschränken kann. Zudem ist zu berücksichtigen, dass die in archäologischen Schichten nachweisbaren Getreideformen der Bronze-, Römer- und Kaiserzeit noch nicht die über Jahrtausende fortgeführte Züchtungsselektion durchlaufen haben. Dennoch kann eine Häufung größerer Phytolithe an Fundstellen – insbesondere in Verbindung mit weiteren Hinweisen wie Luftbildanalysen (z. B. *Celtic Fields*), spezifischen Morphotypenmustern und geoarchäologischen Indikatoren – wertvolle Anhaltspunkte für die Abgrenzung von Ackerflächen gegenüber Grasland liefern.

5.1.2 Morphotypen

5.1.2.1 Variabilität und Häufigkeit

Obwohl die Mittelwerte der Phytolithen-Häufigkeiten in Gräsern und Getreiden teils ähnlich ausfallen, zeigt sich bei den Gräsern eine deutlich höhere Streuung innerhalb einzelner Morphotypen (bspw. ELO_SIN/ENT, CAR, RON; siehe Tabelle 7). Diese höhere Varianz lässt sich einerseits darauf zurückführen, dass in der Gruppe der Gräser mehr Arten und Individuen untersucht wurden und somit eine breitere taxonomische Basis in die Berechnung einging. Andererseits spiegelt sie die größere morphologische Diversität wildwachsender Gräser wider, wie u. a. von TWISS ET AL. (1969: 109 f., 112) und PIPERNO (2006: 27 ff.) für Vertreter der Poaceae beschrieben.

Einzelne Ausreißer hinsichtlich der Häufigkeiten können darauf hindeuten, dass innerhalb der Gruppen artspezifische Unterschiede in der Ausbildung dieser Morphotypen bestehen (LU & LIU 2002: 191 f.). Die Unterschiede können mit strukturellen oder funktionellen Merkmalen

jeweiliger Arten zusammenhängen, bspw. artspezifische Ausprägungen in Epidermisstruktur, Behaarung oder Zellwandstärke. Innerhalb einzelner Phytolithen-Typen kann es somit zu arten- oder standortbedingten Variationen (LU & LIU 2002: 191 f.) kommen, die in kultivierten Getreideformen – aufgrund komparabler Domestizierungsverläufe und der Reduktion genetischer Diversität – weniger stark ausgeprägt sind (GEPTS 2014: 51 ff., FULLER ET AL. 2014: 6147). Diese Beobachtung legt nahe, dass Gräser im Vergleich zu Getreiden nicht nur mehr unterschiedliche Morphotypen, sondern auch eine größere Formvariabilität innerhalb einzelner Typen aufweisen.

Bei der Interpretation der Mittelwerte ist zudem zu berücksichtigen, dass die Datengrundlage zwischen den Gruppen teilweise variiert. In der Gruppe der Getreidearten standen nicht für alle untersuchten Sorten sämtliche Pflanzenteile zur Verfügung, insbesondere fehlten bei einzelnen Arten Blattproben (siehe Anhang 1.2). Auch bei den Gräsern war die Datendichte uneinheitlich: In einigen Fällen waren die Phytolithe aus Blüte, Blatt oder Stängel zu stark aggregiert, wodurch eine Auszählung erschwert oder nicht möglich war. Diese Unterschiede in der Probenverfügbarkeit und Zählgrundlage sind bei der Bewertung der Mittelwerte zu berücksichtigen, da sie geringfügige Verschiebungen in den relativen Häufigkeiten einzelner Morphotypen verursachen können.

5.1.2.2 Kurzzellen-Phytolithe (GSSC) und taxonomische Einordnung

Die in der Arbeit ermittelten Phytolithen-Daten bestätigen im Wesentlichen die von TWISS ET AL. (1969) vorgeschlagene taxonomische Zuordnung der Kurzzellenphytolithe zu den drei Hauptunterfamilien der Poaceae: Chlorideae (sattelförmige Typen), Panicoideae (gelappte und kreuzförmige Typen) sowie Pooideae (runde, ovale oder rechteckige Typen). Dennoch zeigen sich, wie bereits von PIPERNO & PEARSALL (1998: 2) und LU & LIU (2002: 73) beschrieben, gewisse Abweichungen und Überschneidungen, die die Komplexität der taxonomischen Einordnung verdeutlichen.

In den aufgearbeiteten Daten tritt der Typ SAD, charakteristisch für Chlorideae, sehr selten auf. Den höchsten Anteil, etwa 3 % abweichend vom Mittelwert zeigt das Gewöhnliche Knäuelgras (siehe Tabelle 7). Die geringe Häufigkeit bestätigt, dass die untersuchten Arten überwiegend mitteleuropäischen Verbreitungsgebieten zuzuordnen sind. Die Chlorideae sind hingegen vorwiegend in trockenen, tropischen und subtropischen Regionen verbreitet und daher in mitteleuropäischen Proben nur untergeordnet vertreten.

Auch Indikatoren für Panicoideae (BIL, LOB, CRO) wurden nur vereinzelt nachgewiesen. Bei den Getreiden traten sie in sehr geringer Häufigkeit auf (siehe Tabelle 7, maximal 0,44 % - Urdinkel), sodass methodische oder zufällige Einflüsse nicht ausgeschlossen werden können. Diese Ergebnisse sind übereinstimmend mit der Literatur, da Panicoideae-Arten (wie z. B. Hirse) in Mitteleuropa nicht heimisch sind und im Vergleich zu den Triticeae sowie anderen Pooideae-Arten keine relevante Bedeutung haben.

Runde und ovale Kurzzellenformen (bspw. RON, CAR und CRE) traten dagegen regelmäßig und in signifikanten Anteilen auf. Die Morphotypen gelten als typisch für Pooideae, die in Mitteleuropa die dominierende Unterfamilie bilden und die untersuchten Getreidesorten (Triticeae) einschließen. Die erhobenen Daten bestätigten das erwartete Vorkommen und die Mehrheit der untersuchten Arten im Pooideae-Spektrum. Zugleich werden vorhandene Unterschiede innerhalb der Unterfamilie zwischen wildwachsenden und kultivierten Formen verdeutlicht.

5.1.2.3 *Langzellen-Phytolithe (ELO-Typen)*

Die überdurchschnittliche Präsenz von ELO_DEN und ELO_DET in Getreiden ist von besonderer Bedeutung, da eine Häufung dieser Formtypen in der Literatur wiederholt (HERMANS ET AL 2023, 2025), als charakteristisch für Getreidespelzen hervorgehoben wird. Das seltene Auftreten in Gräsern deutet darauf hin, dass sie als Differenzierungsmerkmale genutzt werden können. Dies bietet die Möglichkeit, auch in fragmentiertem oder stark zersetztem Material Hinweise auf Getreidekulturen zu identifizieren. Gleichzeitig ist zu berücksichtigen, dass die Häufigkeiten variieren können und eine sichere Bestimmung erst im Zusammenspiel mit anderen Morphotypen und Größenklassen sinnvoll ist.

5.1.2.4 *Verkieselungen von Trichomen & Papillen-Phytolithe*

Dass die Formen ACI, ACU und ACU_BUL bei Gräsern insgesamt häufiger vertreten sind hängt vermutlich damit zusammen, dass einige Gräser vermehrt bzw. längere Trichome besitzen wie bspw. Wolliges Honiggras oder Weiche Trespe. Diese Arten mit dichter Behaarung zeigen anhand der Ergebnisse tendenziell höhere Anteile, bspw. treten im Blatt von Wolliges Honiggras 40 % des Formtypen ACI auf. Es kann vermutlich angenommen werden, dass ein gehäuftes Auftreten dieser Typen auf das Vorhandensein behaarter Pflanzen hindeuten kann und unbehaarte Arten ausschließen.

Die in den Analysen beobachtete Häufung von Papillen-Phytolithen (PAP) in den Blütenständen der Gräser lässt möglicherweise auf eine funktionale Bedeutung dieser Strukturen schließen. In der Literatur werden Phytolithe als mechanische Verstärkungselemente der Epidermis beschrieben, die zur Festigung und Stabilisierung empfindlicher Gewebe beitragen können (XU ET AL. 2023: 1 f.). Darüber hinaus wirken Siliziumeinlagerungen als mechanischer Fraßschutz, da sie die Oberflächenhärte erhöhen und so die Futteraufnahme von Herbivoren oder Insekten erschweren (COOKE & LEISHMAN 2011: 63; XU ET AL. 2023: 1 f.).

In diesem Zusammenhang könnte das deutlich häufigere Auftreten von PAP in den Blütenständen wildwachsender Gräser ein Hinweis auf ökologische Anpassungen sein. Bei Wildgräsern dienen die Blüten- und Fruchtstrukturen nicht nur der Reproduktion, sondern müssen zugleich Umwelteinflüssen und Fraßdruck standhalten. Eine verstärkte Silifizierung der Epidermis – insbesondere durch Papillen-Formen – kann daher als Schutzmechanismus interpretiert werden. Im Gegensatz dazu unterliegen kultivierte Getreidearten durch Domestikation und gezielte Züchtung vermutlich einem reduzierten Selektionsdruck hinsichtlich Fraßschutz und mechanischer Stabilität in den Blüten. Da die Vermehrung kontrolliert und die Pflanzen häufig unter geschützten Bedingungen kultiviert werden, verlieren solche Merkmale an funktionaler Bedeutung. Entsprechend treten PAP-Formen bei Getreiden seltener und weniger konzentriert auf. Ihre geringere Häufigkeit könnte somit ein indirekter Hinweis auf die Abschwächung natürlicher Selektionsmechanismen im Zuge der Kultivierung sein.

5.2 Fehlerquellen

Im Verlauf der Arbeiten ließen sich folgende Fehlerquellen beobachten.

5.2.1 Unerfahrenheit

Im Rahmen der Phytolithen-Analyse kam es aufgrund von Unerfahrenheit zu Beginn der Bestimmungen womöglich zu Ungenauigkeiten bezüglich der morphologischen Zuordnung der Phytolithe. Stellenweise zeigten die Referenzproben stark deformierte Phytolithe auf, sodass eine sichere Bestimmung ausgeschlossen war. Weiterhin konnte aufgrund nicht vollumfänglich technischer Mittel nicht genau gearbeitet werden. In dem Artikel „*Elongate dendritic phytoliths as indicators for cereal identification and domestication: exploring a 3D morphometric approach*“ (HERMANS ET AL., 2025: 1-20) werden digitale 3D-Oberflächenmodelle von Phytolithen erstellt, um Unterschiede zwischen Wildgräsern und domestizierten

Getreidearten besser identifizieren zu können. Leider sind die Methoden dieser Arbeiten bisher nicht öffentlich zugänglich. Zudem sind Phytolithe weniger hitzebeständiger als zunächst angenommen. Gemäß FRITSCH, LANGAN & RÖPKE (2019: 171) können Phytolithe ab etwa 500°C ihre Form verändern. Dabei reagieren verschiedene Pflanzenteile unterschiedlich. Bei den Spelzen lassen sich ab 600°C und bei den Stängelsegmenten ab 450°C Verschmelzungsmerkmale feststellen (FRITSCH, LANGAN & RÖPKE 2018). Da die Verbrennungstemperatur bei 420°C lag könnten vermutlich Phytolithe der Stängelproben während der Verbrennungsphase "verformt" worden sein. Folglich kann dies dazu geführt haben, dass ein möglicher CRE-Formtyp fälschlicherweise als ein ELO_SIN-Formtyp klassifiziert wurde. Das bedeutet in diesem Beispiel, dass der gekerbte (crenate) Rand, welcher aussagekräftig in Bezug auf taxonomische Unterschiede sein kann (siehe Kapitel 2.1.3) "verloren" geht und ein nicht spezifischer wellenförmiger (sinuate) Rand festgestellt wird.

5.2.2 Oxidationsprozess

Während des Oxidationsprozesses auf dem Sandbad wurde auf eine Zeitmessung verzichtet, wodurch Unterschiede in der Reaktionsdauer möglich sind. Eine kurze Oxidationsphase kann möglicherweise dazu führen, dass organische Reste erhalten bleiben. Damit kann die Erkennbarkeit der Phytolithe beeinträchtigt oder organisches Material fälschlicherweise als Phytolith bestimmt werden. Eine langwierige Oxidation auf dem Sandbad kann wiederum fein strukturierte Phytolithe beschädigen. Demnach ist es möglich, dass der Morphotyp ELO_DEN fälschlicherweise als ELO_SIN oder ELO_DET klassifiziert wurde, da die sensiblen Verästelungen des Formtyps ELO_DEN beschädigt wurden. Das bedeutet, dass ein weiterer aussagekräftiger Morphotyp "verloren" gehen würde.

5.2.3 Unvollständige Pflanzenproben

Ein Teil der untersuchten Pflanzenproben war unvollständig. Dies ist darauf zurückzuführen, dass die Getreidesorten Emmer, Einkorn, Dinkel, Urdinkel, Khorasanweizen sowie Waldstaudenroggen von externen Quellen bezogen wurden. Dadurch bestand kein Einfluss auf die Vollständigkeit des gelieferten Pflanzenmaterials, sodass wichtige Pflanzenteile, i. d. F. die Getreideblätter fehlten (Einkorn, Urdinkel, Waldstaudenroggen, Khorasanweizen) oder nur teilweise vorhanden waren (Dinkel, Emmer). Die Referenzprobe des Khorasanweizen-Stängels wurde nicht in die Analyse einbezogen, da sie keine bzw. nur sehr geringe Mengen an Phytolithen enthielt. Eine ähnliche Feststellung zeigte sich auch bei mehreren Grasproben.

So lieferten die Pflanzenproben: Weiche Trespe Stängel, Wehrlose Trespe Stängel, Rasen-Schmiele Stängel/Blüte, Draht-Schmiele Stängel, Wolliges Honiggras Blüte, Deutsches Weidelgras Blatt/Blüte, Behaarte Hainsimse Stängel/Blüte, Rohrglanzgras Stängel, Wiesen-Rispengras Blatt/Stängel sowie Mäuseschwanz-Federschwingel Blatt/Stängel keine oder nur sehr geringe Mengen an Phytolithen und wurden daher nicht weiter berücksichtigt.

5.2.4 Extraktion

Aufgrund der Zentrifugation konnten zusätzlich Ablagerungen von Phytolithen an den Innenwänden der Reaktionsröhrchen festgestellt werden, was möglicherweise zu einem Verlust von Phytolithen geführt hat. Sofern der Anteil, der an den Innwänden der Reaktionsröhrchen haftenden Phytolithe zwischen den verschiedenen Referenzproben variiert, kann dies die Vergleichbarkeit der Ergebnisse leicht beeinträchtigen.

5.2.5 Standorte

Darüber hinaus wurde für jede untersuchte Grasart lediglich eine Einzelprobe von jeweils einem Standort entnommen, wodurch womöglich die Aussagekraft der Ergebnisse im Hinblick auf die innerartliche Variabilität einschränkt. Umweltfaktoren, wie Bodenbeschaffenheit, Nährstoffverfügbarkeit, aber auch Stress oder Krankheit der Pflanze) können die Phytolithen-Bildung beeinflussen, sodass eine Einzelprobe von nur einem Standort nicht repräsentativ für die gesamte Art ist.

6 Fazit

6.1 Schlussfolgerungen

Die vorliegende Arbeit zeigt, dass sich Gräser und Getreide anhand ihrer Phytolithen-Morphologie und Größenverteilung grundsätzlich unterscheiden lassen. Während Gräser durch eine größere morphologische Vielfalt und überwiegend kleinere Phytolithe geprägt sind, weisen Getreidearten eine homogenere Zusammensetzung mit einem höheren Anteil größerer Morphotypen auf. Besonders die Typen ELO_DET und ELO_DEN traten fast ausschließlich in den Spelzen der Getreide auf und können wie in der Literatur beschrieben (HERMANS ET AL. 2023, 2015) als diagnostische Merkmale für kultivierte Arten gelten. Auffällig hohe Anteile des Morphotyps PAP wurden in den Blütenständen der meisten Gräser festgestellt, bei gleichzeitig geringem Auftreten in den Getreiden, was auf eine Eignung dieses Typs als möglichen Indikator für Wildgräser hinweist. Die identifizierten Morphotypen stützen zudem die taxonomische Zuordnung der untersuchten Proben zu den Pooideae, während Formen der Chlorideae und Panicoideae nur vereinzelt auftraten und damit die Vorkommen in den mitteleuropäischen Vegetationszonen widerspiegeln.

Die erhobenen Daten deuten darüber hinaus auf einen Zusammenhang zwischen Domestikation und Phytolithen-Größe hin. Getreideformen zeigen größere Silikatkörper, was möglicherweise auf züchterisch beeinflusste Zellvergrößerung und erhöhte Biomassebildung zurückzuführen ist. Trotz dessen ist zu berücksichtigen, dass der Faktor Nährstoffversorgung, insbesondere Silizium, Einfluss auf die Größenunterschiede haben kann.

Rückblickend wäre es für die Aussagekraft der Ergebnisse zielführender gewesen, die Untersuchung auf eine geringere Zahl an Grasarten zu beschränken und dafür mehrere Individuen je Art von verschiedenen Standorten einzubeziehen, um innerartliche Variabilität und standortbedingte Einflüsse erfassen zu können.

Auch wenn sich einzelne Arten nicht eindeutig voneinander abgrenzen lassen, konnte eine grundsätzliche Aussagekraft zur Differenzierung zwischen den erstellten Referenzdaten der Getreide und der Gräser aufgezeigt werden. In archäobotanischen Bodenproben ist eine Unterscheidung vermutlich deutlich anspruchsvoller, da Phytolithe über sehr lange Zeiträume Veränderungs- und Abbauprozessen im Boden ausgesetzt sind. Dadurch kann sich ihre Form oder der Erhaltungszustand verändern. Zudem sind in diesen Proben meist Phytolithen-Spektren aus zahlreichen Pflanzenarten enthalten, was die Zuordnung einzelner Phytolithen-Typen zu spezifischen Taxa zusätzlich erschwert. Insgesamt liefern die Daten

Vergleichsgrundlagen für die archäobotanische Differenzierung von Kultur- und Wildpflanzen in prähistorischen Fundkontexten.

6.2 Ausblick

Für zukünftige Untersuchungen besteht die Herausforderung darin, die Referenzdatenbank durch zusätzliche Arten (bspw. Hirse, Leindotter, Ackerbohne) und Pflanzenteile systematisch zu erweitern. Es wäre sinnvoll, mehr Individuen und ggf. Arten von unterschiedlichen Standorten einzubeziehen, um die beobachteten Muster statistisch zu festigen. Insbesondere Standortfaktoren, wie Nährstoffverfügbarkeit oder Bodentyp, könnten die Phytolithen-Bildung maßgeblich beeinflussen und sollten experimentell überprüft werden. Auch kontrollierte Kulturversuche mit variierenden Siliziumgaben können helfen, den Einfluss von Nährstoffversorgung und Umweltbedingungen auf Morphologie und Größe der Phytolithe besser zu verstehen.

Bildanalytische und statistische Verfahren (Software) sollten eingesetzt werden, um zuverlässige Ergebnisse zu erhalten. Zielführend wäre die Anwendung auf archäologische Proben, bei denen die gewonnenen Grundlagen verwendet werden können. In Kombination mit weiteren archäobotanischen, palynologischen und geoarchäologischen Methoden bietet die Phytolithen-Analyse das Potenzial, um Vegetations- und Nutzungsformen früherer Kulturlandschaften zu rekonstruieren. Langfristig könnten die Kombination aus mehreren Methoden eine sicherere Identifikation von Anbauflächen und eine präzisere Abgrenzung von Wild- und Kulturpflanzen ermöglichen.

Quellenverzeichnis

Literatur

- ALBERT, R. M.; RUIZ J. A.; Sans, A. (2016): PhytCore ODB: A new toll to improve efficiency in the management and exchange of information on phytoliths. In: *Journal of Archaeological Science*. Volume 68, S. 98-105. 2015 Elsevier Ltd. URL: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0305440315002952#bib11> [Stand: 03.08.2025]
- ALI, S. (2024): Exploring Silicon Nanoparticle Uptake, Transport, and Biological Functions in Plants. In: [Hrsg.] Prado, M. P., Etesami, H., Srivastava, A. K. (2024): *Silicon Advances for Sustainable Agriculture and Human Health. Increased Nutrition and Disease Prevention*. Springer Nature Switzerland AG. S. 237-253. URL: <https://link.springer.com/book/10.1007/978-3-031-69876-7> [Stand: 23.09.2025].
- AN, X. & XIE, B. (2022): Phytoliths from Woody Plants: A Review. *Diversity* 2022, 14, 339. URL: https://www.researchgate.net/publication/367731306_Phytoliths_from_Woody_Plants_A_Review [Stand 04.10.2025].
- ANJUM, M. & NAGABOVANALLI, P. B. (2021): Assessing production of phytolith and phytolith occluded carbon in above-ground biomass of intensively cultivated rice ecosystems in India. In: *Carbon Management*, Volume 12, 2021, Issue 5, S. 509-519. URL: <https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/17583004.2021.1978552#abstract> [Stand: 18.06.2025].
- ARNOLD, V. (2021): ‚Celtic Fields‘ - altbekannte und neu entdeckte urgeschichtliche Flurrelikte bei Hamburg und in Nord-, Mittel- und Osteuropa. Vortrag. Heide, Ehem. Museum für Archäologie und Ökologie Albersdorf. URL: <https://www.celtic-fields.com/> [Stand: 12.05.2025].
- ARNOLDUSSEN, S. & LINDEN, M. (2017): Palaeo-ecological and archaeological analysis of two Dutch Celtic fields (Zeijen-Noordse Veld and Wekerom-Lunteren): solving the puzzle of local Celtic field bank formation. URL: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00334-017-0625-z> [Stand: 12.05.2025].
- AUFREITER, E. M.; BAUMGARTNER, B.; HAUER, B. P.; MAHRINGER-EDER, C. & OBERMAYR, A. (2008): *Dinkel, Einkorn, Amarant: Korngesunde Köstlichkeiten*. 2. Auflage. Leopold Stocker Verlag. Graz. ISBN: 978-3-7020-1159-8
- BALL, T. B.; DAVIS, A. L.; EVETT, R. R.; LADWIG, J. L.; TROMP, M.; OUT, W. A. & PORTILLO, M. (2016): Morphometric analysis of phytoliths: recommendations towards standardization from the International Committee for Phytolith Morphometrics. In: *Journal of Archaeological Science*, Volume 68, April 2016, S. 106-111. URL: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0305440315001168?via%3Dihub> [Stand: 12.08.2025].
- BEHRE, K.-E. (2008): *Landschaftsgeschichte Norddeutschlands. Umwelt und Siedlung von der Steinzeit bis zur Gegenwart*. Wachholtz Verlag, Neumünster.
- BERGANZO-BESGA, I.; ORENGO, H. A.; LUMBRERAS, F.; ALIENDE, P. & RAMSEY, M. N. (2022): Automated detection and classification of multi-cell Phytoliths using Deep Learning-Based Algorithms URL: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0305440322001121> [Stand: 01.05.2025].
- BRAUNE, C (2014): *Nanoidentation an Phytolithen ausgewählter Nahrungspflanzen herbivorer Säugetiere und der potentielle Einfluss der Härte auf die Usur der Dentition*. Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades (Dr. rer. nat.), Universität Hamburg.

- BRAUNE, W.; LEMAN, A. & TAUBERT H. (1971): Pflanzenanatomisches Praktikum. Zur Einführung in die Anatomie der Vegetationsorgane der höheren Pflanzen. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- BRETSCHNEIDER, J. (2019): Vom Jäger und Sammler zum Bewohner von Städten. In: E. Klempt (Hrsg.), *Explodierende Vielfalt* (S. 179-188). Springer Verlag, Berlin. URL: https://doi.org/10.1007/978-3-662-58334-0_19 [Stand: 27.04.2025].
- BRUNS, P. (2016): Prähistorische Ackersysteme am Niederrhein und in Nordrhein-Westfalen. Zur Entdeckung sogenannter Celtic Fields im digitalen Geländemodell. In: *Mitteilungen aus dem Schlossarchiv Diersfordt und vom Niederrhein*, Heft 21. URL: https://www.academia.edu/100574679/Pr%C3%A4historische_Ackersysteme_am_Niederrhein_und_in_Nordrhein-Westfalen [Stand: 20.05.2025].
- CABANES, D. (2020): Phytolith Analysis in Paleoecology and Archaeology. In: A. G. Henry (Hrsg.), *Handbook for the Analysis of Micro-Particles in Archaeological Samples* (S. 255-288). Springer Nature Switzerland AG, Cham. URL: https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-030-42622-4_11 [Stand: 28.06.2025].
- CHEN, W. (2024): A Review on Diagnostic Phytoliths for the application in Paleoecology Reconstruction and Environmental Archaeology in East Asia. In: *International Journal of Geosciences*, 15, S. 479-492. Scientific Research Publishing. URL: <https://www.scirp.org/journal/paperinformation?paperid=133914> [Stand: 28.04.2025].
- CHENG, X.; LV, H.; LIU, S.; LI, C.; LI, P.; ZHOU, Y.; SHI, Y. & ZHOU, G. (2023): The phytolith carbon sequestration in terrestrial ecosystems: the underestimated potential of bamboo forest. URL: <https://ecologicalprocesses.springeropen.com/articles/10.1186/s13717-023-00476-3> [Stand: 28.06.2025].
- COOKE, J. & LEISHMAN, M. R. (2011): Is plant ecology more siliceous than we realise?. In: *Trends in Plant Science*, Volume 16, Issue 2, February 2011, S. 61-68. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2010.10.003> [Stand: 28.09.2025].
- CORBINEAU, R.; REYERSON, P. E., ALEXANDRE, A. & SANTOS, G. M. (2013): Towards producing pure phytolith concentrates from plants that are suitable for carbon isotopic analysis. In: *Review of Palaeobotany and Palynology*, Volume 197, 15 October 2013, S. 179-185. URL: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0034666713001061?via%3Dihub> [Stand: 03.07.2025].
- CORNERT, H. J. (2000): *Pareys Gräserbuch: Die Gräser Deutschlands erkennen und bestimmen*. Blackwell Wissenschafts-Verlag, Berlin. ISBN 3-8263-3327-6
- CORSO, M.; PETÓ, Á.; VRYDAGHS, L.; ALBERT, R. M.; KIRLEIS, W.; POLO-DIAZ, A.; OUT, W. A. (2025): Advances in phytolith research in archaeology and paleoecology: developments and applications. In: *Vegetation History and Archaeobotany* (S. 153-158). URL: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00334-025-01035-w> [Stand: 28.04.2025].
- DELHON, C.; ALKALESH, S.; RIBOUND, L. & MAZUY, A. (2023): Phytolith analysis: from the fields to building earth. In: J.-D. Vigne, F. Briois & J. Guilaine (Hrsg.), *Klimonas. An Early Pre-Pottery Neolithic Village in Cyprus*, S. 401-407. Gallia Préhistoire. International Supplement 1, ISBN: 9782271139535. URL: <https://hal.science/hal-04279173/document> [Stand: 14.05.2025].
- DÍEZ-PASTOR, J.-F.; LATORRE-CARMONA, P.; ARNAIZ-GONZÁLEZ, Á.; RUIZ-PÉREZ & ZURRO, D (2020): "You Are Not My Type": An Evaluation of Classification Methods for Automatic Phytolith Identification. In: *Microscopy and Microanalysis*, Volume 26, Issue 6, 1 December 2020

- (S. 1158–1167). URL: <https://academic.oup.com/mam/article/26/6/1158/6887784> [Stand: 17.05.2025].
- DOLL, J. E. & SNAPP, S. S. (2009): Sustainable Crop Removal: Maintaining Soil Quality. MSU Extension Bulletin E-3079, Michigan State University. URL: [https://www.canr.msu.edu/uploads/resources/pdfs/sustainable_crop_removal_-_maintaining_soil_quality_\(e3079\).pdf](https://www.canr.msu.edu/uploads/resources/pdfs/sustainable_crop_removal_-_maintaining_soil_quality_(e3079).pdf) [Stand: 31.04.2025].
- ETTER, W. (1994): Taphonomie. In: W. Etter (Hrsg.), Paläökologie (S. 128-176). Birkhäuser, Basel. URL: https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-0348-8493-8_6 [Stand: 08.05.2025].
- FRITSCH, D.; LANGAN, C. & RÖPKE, A. K. (2018): Phytoliths on fire II !. Brennexperimente an Getreide. URL: https://www.researchgate.net/publication/325195429_Phytoliths_on_fire_II_Brennexperimente_an_Getreide [Stand: 15.09.2025].
- FRITZSCH, D.; RÖPKE, A. & LANGAN, C. (2022): Phytolithe. Analysemethoden. In: C. Stolz & C. E. Miller (Hrsg.), Geoarchäologie (S. 329-331). Springer Spektrum, Berlin.
- FULLER, D. O.; DENHAM, T.; ARROYO-KALIN, M. & PURUGGANAN, M. D. (2014): Convergent evolution and parallelism in plant domestication revealed by an expanding archaeological record. In: PNAS, Volume 111 (17), S. 6147-6152. DOI: <https://doi.org/10.1073/pnas.1308937110> [Stand: 28.09.2025].
- GALLAHER, T. J.; AKBAR, S. Z.; KLAHS, P. C.; MARVET, C. R.; SENSKE, A. M.; CLARK, L. G. & STRÖMBERG, C. A. E. (2020): 3D shape analysis of grass silica short cell phytoliths: a new method for fossil classification and analysis of shape evolution. URL: <https://nph.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/nph.16677> [Stand: 27.04.2025].
- GEIßLER, L. & DRAX, M. (2017): Backen mit Vollkorn und alten Getreidesorten. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- GEPTS, P. (2014): The contribution of genetic and genomic approaches to plant domestication studies. In: Current Opinion in Plant Biology, Volume 18, April 2014, S. 51-59. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2014.02.001> [Stand: 27.09.2025].
- GREENWOOD, D. R. (1991): The Taphonomy of Plants Macrofossils. In: S. K. Donovan (Hrsg.), The Processes of Fossilization (S. 141-169). Columbia University Press. URL: https://www.academia.edu/18932493/The_Taphonomy_of_Plant_Macrofossils [Stand: 29.04.2025].
- GREIFHAGEN, Dr. C. (o. A.): Krautfinder – Pflanzenbestimmung schnell & einfach. URL: https://www.pflanzen-deutschland.de/Luzula_pilosa.html [Stand: 04.10.2025].
- GREIFHAGEN, Dr. C. (o. A.): Krautfinder – Pflanzenbestimmung schnell & einfach. URL: https://www.pflanzen-deutschland.de/Carex_hirta.html [Stand: 04.10.2025].
- HART, T. (2019): Phytolithe. Winzige Zeugen der Vergangenheit. In: Spektrum der Wissenschaft. Spezial – Biologie Medizin Hirnforschung. Moleküle des Lebens. 1.2019 (S. 62), Zeitschrift.
- HERMANS, R. M.; LI, M.; BRIGHTLY, W. H.; GALLAHER, T.; STRÖMBERG, C.; NYS, K. & SNOECK, C. (2023): 3-D shape analysis of ELONGATE DENDRITIC: A tool to refine the botanical attribution of cereal phytoliths?. Präsentation der Konferenz IMPR. URL: <https://researchportal.vub.be/en/activities/3-d-shape-analysis-of-elongate-dendritic-a-tool-to-refine-the-bot> [Stand: 14.09.2025].
- HERMANS, R. M.; LI, M.; BRIGHTLY, W. H.; GALLAHER, T.; SMAGGHE, W.; LEE, H.; ARCO, L.; STAS, L.; SAVIERI, P.; VRYDAGHS, L.; NYS, K.; SNOECK, C. & STRÖMBERG, C. A. E. (2025): ELONGATE DENDRITIC phytoliths as indicators for cereal identification and domestication: exploring a 3D morphometric approach. URL: <https://www.frontiersin.org/journals/plant->

- science/articles/10.3389/fpls.2025.1643447/abstract?utm_source=chatgpt.com [Stand: 26.09.2025].
- HINMAN, N. W. (1998): Silizium, Kieselsäure. In: Geochemie. Enzyklopädie der Geowissenschaften. Springer, Dordrecht. S. 572-575. URL: https://link.springer.com/rwe/10.1007/1-4020-4496-8_288#citeas [Stand 03.09.2025].
- HODSON, M. (2019): Climate Change and Carbon Sequestration in Soils: Can Phytoliths Help?. URL: https://botany.one/2019/07/climate-change-and-carbon-sequestration-in-soils-can-phytoliths-help/?_gl=1*jtcklh*_ga*MTgxMDk1OTQ3Mi4xNzU5MDk5MjIw*_ga_R5GGBJVHK6*czE3NTkwOTkyMTkkbzEkZzAkdDE3NTkwOTkyMTkkaYwJGwwJGgw [Stand: 14.08.2025].
- HOELZER, V.; BIRKICHT, M. & JENNERJAHN, T. C. (2013): Biogenes Opal in Pflanzen: Vergleich dreier Aufschlussmethoden und Analyse mittels Spektrophotometrie und ICP-OES. Technical Report. URL: https://www.researchgate.net/profile/Verena-Hoelzer-2/publication/263560902_Biogenic_Silica_in_Plant_Tissues_Comparison_of_3_Extraction-Methods_and_Analysis_with_Spectrophotometry_and_ICP-OES_German_Version/links/0a85e53b3fce92ec80000000/Biogenic-Silica-in-Plant-Tissues-Comparison-of-3-Extraction-Methods-and-Analysis-with-Spectrophotometry-and-ICP-OES-German-Version.pdf [Stand: 17.04.2025].
- IMPR (2023): 13th International Meeting on Phytolith Research Dead Sea, Israel – 3-7 September 2023. Abstracts. URL: <https://phytoliths.org/wp-content/uploads/2024/03/13th-IMPR-2023-Abstracts.pdf> [Stand: 17.06.2025].
- IPS (2018a): International Meetings on Phytolith Research. URL: <https://phytoliths.org/international-meetings-on-phytolith-research/> [Stand: 23.05.2025].
- IPS (2018b): International Phytolith Society (IPS). What is IPS. URL: <https://phytoliths.org/ips/> [Stand: 25.06.2025].
- KAAC (2025): Untersuchung ägyptischer Phytolithe an der KAAC. Kommission für Archäologie Außereuropäischer Kulturen URL: Von Ägypten nach Bonn Vol. II: Untersuchung ägyptischer Phytolithe an der KAAC – Entangled Africa [Stand: 23.08.2025].
- KATZ, O.; PUPPE, D.; KACZOREK, D.; PRAKASH, N. B. & SCHALLER, J. (2021): Silicon in the Soil–Plant Continuum: Intricate Feedback Mechanisms within Ecosystems. In *Plants* 2021, 10 (4), 652, S. 1-36. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10040652> [Stand: 01.07.2025].
- K+S AG (2020): Makronährstoffe, Mikronährstoffe und nützliche Elemente. URL: <https://www.ks-minerals-and-agriculture.com/shared/data/kali-fertiliser-broschures-pdf/broschures-de/de-wissensspeicher-naehrstoffe.pdf> [Stand: 28.05.2025].
- KRAFT, M. (o. A.): Die Ellenbergzahlen. S. 1-59. URL: https://bluehende-heimat.de/wp-content/uploads/2024/01/Ellenberg_V4.0.pdf [Stand: 04.08.2025].
- LU, H. & LIU, K.-B. (2002). Morphological variations of lobate phytoliths from grasses in China and the southeastern USA. *Diversity and Distributions*, 9(1) (S. 73–87). URL: https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1046/j.1472-4642.2003.00166.x?utm_source=chatgpt.com [Stand: 24.09.2025].
- LV, W.; ZHOU, G.; CHEN, G.; ZHOU, Y.; GE, Z.; NIU, Z.; XU, L. & SHI, Y. (2020): Effects of Different Management Practices on the Increase in Phytolith-Occcluded Carbon in Moso Bamboo Forests. In: *Frontiers in Plant Science*, Volume 11, 2020, S. 1-12. URL: <https://www.frontiersin.org/journals/plant-science/articles/10.3389/fpls.2020.591852/full> [Stand: 24.07.2025].

- MADELLA, M.; ALEXANDRE, A. & BALL, T. (2005): International Code for Phytolith Nomenclature 1.0. In: *Annals of Botany*, Volume 96, Issue 2, August 2005, S.253-260. DOI: <https://doi.org/10.1093/aob/mci172> [Stand: 19.07.2025].
- MIEDANER, T. & LONGIN, F. (2022): *Unterschätzte Getreidearten: Einkorn, Emmer, Dinkel & Co.*, 3. Auflage. Erling Verlag GmbH & Co. KG. ISBN: 978-3-86263-179-7
- MIEDANER, T. (2014): *Kulturpflanzen: Botanik – Geschichte – Perspektiven*. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg. ISBN: 978-3-642-55292-2
- MIEDANER, T. (2017): *Grundlagen der Pflanzenzüchtung*. 2. Auflage. DLG Verlag GmbH. Frankfurt am Main. ISBN: 978-3-7690-0844-9
- MILLER, C.; KRETSCHMER, I.; STROBEL, M.; VOGT, R. & WESTPHALEN, T. (2022): Taphonomie und postsedimentäre Prozesse. In: C. Stolz & C. Miller (Hrsg.), *Geoarchäologie* (S. 239-252). Springer Verlag, Berlin.
- MULHOLLAND, S. C. & RAPP JR., G. (1992): *Phytolith Systematics: An Introduction*. In G. Rapp Jr. & S. C. Mulholland (Hrsg.), *Phytolith Systematics. Emerging Issues*, S.1-14. Plenum Press, New York.
- NASCIMENTO, C. W. A. & CUNHA, K. P. V. (2024): Silicon Dynamics and Crop Responses in Tropical Soils. In: R. Mello Prado, H. Etesami & A. K. Srivastava (Hrsg.), *Silicon Advances for Sustainable Agriculture and Human Health. Increased Nutrition and Disease Prevention* (S. 65-80). Springer Nature Switzerland AG, Cham.
- NAWAZ, M. A.; ZAKHARENKO, A. M.; ZEMCHENKO, I. V.; HAIDER, M. S.; ALI, M. A.; IMTIAZ, M.; CHUNG, G.; TSATSAKIS, A.; SUN, S. & GOLOKHVAST, K. S. (2019): *Phytolith Formation in Plants: From Soil to Cell*. URL: <https://www.mdpi.com/2223-7747/8/8/249> [Stand: 20.05.2024].
- NEUMANN, K.; STRÖMBERG, C. A. E.; BALL, T.; ALBERT, R. M.; VRYDAGHS, L. & CUMMINGS, L. S. (2019): International Code für Phytolith Nomenclature (ICPN) 2.0. In: *Annals of Botany* 124, S.189-199. Oxford University Press. DOI: <https://doi.org/10.1093/aob/mcz064> [Stand: 20.04.2024].
- NOVELLO, A. & BARBONI, D. (2015): Grass inflorescence phytoliths of useful species and wild cereals from sub-Saharan Africa. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jas.2015.03.031> [Stand: 17.09.2025].
- PARR, J. F. & SULLIVAN, L. A. (2005): Soil carbon sequestration in phytoliths. In: *Soil Biology and Biochemistry*, Volume 37, Issue 1, January 2005, S. 117-124. URL: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0038071704002731?via%3Dihub> [Stand: 12.06.2025].
- PEARSALL, D. M. (2015): *Paleoethnobotany. A Handbook of Procedures*. Routledge, New York.
- PENMAN, D. E.; CAVES RUGENSTEIN, J. K.; IBARRA, D.E. & WINNICK, M. J. (2020): Silicate weathering as a feedback and forcing in Earth's climate and carbon cycle URL: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0012825220303445> [Stand: 12.05.2025].
- PFEFFER, I. (2016): Celtic Fields – neu entdeckte eisenzeitliche Ackersysteme in Westfalen. In: *Archäologie in Westfalen-Lippe* 2016. URL: <https://journals.ub.uni-heidelberg.de/index.php/aiw/article/view/57730> [Stand: 12.05.2025].
- PHYTCORE DB (o. A.): powerd by ArcheoScience
URL: <https://www.phytcore.org/phytolith/index.php?rdm=YUn38DnFWS&action=home> [Stand: 01.10.2025]
- PIPERNO, D. R. (2006): *Phytoliths. A Comprehensive Guide for Archaeologists and Paleoecologists*. AltaMira Press (Rowman & Littlefield), Oxford.

- PIPERNO, D. R. & PEARSALL, D. M. (1998). The Silica Bodies of Tropical American Grasses: Morphology, Taxonomy, and Implications for Grass Systematics and Fossil Phytolith Identification. *Smithsonian Contributions to Botany*, 85 (S. 1-40). URL: <https://repository.si.edu/server/api/core/bitstreams/b677f9e9-9987-4f85-8799-61598d9c5b65/content> [Stand: 22.09.2025].
- PORTILLO, M.; BALL, T. B.; WALLACE, M.; MURPHY, C.; PÉREZ-DÍAZ, S.; RUIZ-ALONSO, M.; ACEITUNO, J. & LÓPEZ-SÁEZ, J. A. (2019): Advances in Morphometrics in Archaeobotany. URL: <https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/14614103.2019.1569351> [Stand: 28.07.2025].
- POSCHLOD, P. (2015): *Geschichte der Kulturlandschaft*. Eugen Ulmer KG, Stuttgart.
- PREECE, K.; LIVARDA, A.; CHRISTIN, P.-A.; WALLACE, M.; MARTIN, G.; CHARLES, M.; JONES, G.; REES, M. & OSBORNE, C. P. (2016): How did the domestication of Fertile Crescent grain crops increase their yields? In: *Functional Ecology*, Volume 31, Issue 2, S. 387-397. DOI: <https://doi.org/10.1111/1365-2435.12760> [Stand: 27.09.2025].
- RIMBACH, G.; NAGURSKY, J. & ERBERSDOBLER, H. F. (2015): *Lebensmittel-Warenkunde für Einsteiger*. URL: <https://link.springer.com/book/10.1007/978-3-662-46280-5> [Stand: 27.04.2025].
- RUNGE, F. (1995): *Bibliographie der Phytolithkunde. Literatursammlung zum Thema "Verkieselungen in Pflanzen" und der Anwendung fossiler Opal Phytolithe für botanische, paläo(thno)-botanische, geomorphologische und archäologische Fragestellungen*. Universität Paderborn (Universitätsdruckerei).
- RUNGE, F. (2000): *Opal-Phytolithe in den Tropen Afrikas und ihre Verwendung bei der Rekonstruktion paläoökologischer Umweltverhältnisse*. Books on Demand GmbH, Norderstedt.
- RYAN, P. (2014): *Phytolith Studies in Archaeology*. URL: https://www.researchgate.net/publication/265219031_Phytolith_Studies_in_Archaeology [Stand: 29.04.2025].
- SANTNER, J. (o. A.): *Silizium im Boden: Pflanzenverfügbarkeit und biotische Lösung*. Abstract Forschungsprojekt - Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung (FWF). URL: <https://forschung.boku.ac.at/de/projects/12912> [Stand: 05.05.2025].
- SCHALLER, J.; MACAGGA, R.; KACZOREK, D.; AUGUSTIN, J.; BARKUSKY, D.; SOMMER, M. & HOFFMANN, M. (2023): Increased wheat yield and soil C stocks after silica fertilization at the field scale. URL: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0048969723026074> [Stand: 06.05.2025].
- SCHALLER, J.; PUPPE, D.; KACZOREK, D., ELLERBROCK, R. & SOMMER, M. (2021): Silicon Cycling in Soils Revisited. In: *Plants* 2021, 10 (2), 295, S. 1-33. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants10020295> [Stand: 07.06.2025].
- SCHULZE, E. (2023): *Deutsche Agrargeschichte. 7500 Jahre Landwirtschaft in Deutschland 55000 v. Chr. - 2022. Ein kurzer Abriss mit einer Ergänzung von Hermann Matthies – 4. erweiterte Auflage*. Shaker Verlag, Düren.
- SEIDL, A. (2006): *Deutsche Agrargeschichte*. DLG-Verlag, Frankfurt am Main.
- SONG, A.; ZENG, X.; FAN, F.; YANG, X.; ETESAMI, H. & LI, Z. (2024): Biological Cycle of Silicon and Its Role in Agricultural Systems. In R. Mello Prado, H. Etesami & A. K. Srivastava (Hrsg.), *Silicon Advances for Sustainable Agriculture and Human Health. Increased Nutrition and Disease Prevention* (S. 101-111). Springer Nature Switzerland AG, Cham.
- TOMBEUR, F.; HODSON, M. J., SAUNDERS, M & CLODE, P L. (2024): How important is carbon sequestration in phytoliths within the soil?. In: *Plant and Soil* (2024), Volume 505, S.

- 185-198. URL: <https://link.springer.com/article/10.1007/s11104-024-06700-z> [Stand: 06.06.2025].
- TURNBULL, M.; PARKER, A. G. & JANKOWSKI, N. R. (2023): The history of phytolith research in Australasian archaeology and palaeoecology. URL: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00334-023-00922-4> [Stand: 04.05.2025].
- TWISS, P. C. (1992): Predicted World Distribution of C3 and C4 Grass Phytoliths. In G. Rapp Jr. & Susan C. Mulholland (Hrsg.), *Phytolith Systematics. Emerging Issues* (S.113-128). Plenum Press, New York.
- TWISS, P. C.; SUESS, E. & SMITH, R. M. (1969): Morphological Classification of Grass Phytoliths. In *Soils Science Society of America, Volume 33 (1), January 1969*, S. 109-115. URL: https://infosys.ars.usda.gov/WindErosion/publications/Andrew_pdf/1039.pdf [Stand: 06.08.2025].
- XU, R.; HUANG, J.; GUO, H.; WANG, C. & ZHAN, H. (2023): Functions of silicon and phytolith in higher plants. In: *Plant Signaling & Behavior*, Volume 18, 2023, Issue 1, S. 1-7. DOI: <https://doi.org/10.1080/15592324.2023.2198848> [Stand: 01.10.2025].
- YADEGARI, A. H. & ETESAMI, H. (2024): The Multifaceted Role of Silicon and Silicon-Solubilizing Bacteria in Sustainable Agriculture. In R. Mello Prado, H. Etesami & A. K. Srivastava (Hrsg.), *Silicon Advances for Sustainable Agriculture and Human Health. Increased Nutrition and Disease Prevention* (S. 145-164). Springer Nature Switzerland AG, Cham.

Kartenportale

- GAIA MVPROFESSIONAL (o. A.): Geodatenviewer GDI-MV
URL: <https://www.geoportal-mv.de/gaia/gaia.php> [Stand: 23.09.2025].

Bildquellen

- BRAUNE, C (2014): Nanoidentation an Phytolithen ausgewählter Nahrungspflanzen herbivorer Säugetiere und der potentielle Einfluss der Härte auf die Usur der Dentition. Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades (Dr. rer. nat.), Universität Hamburg.
- BECKER, T. (2025): Eigene Darstellung.
- BEHRE, K.-E. (2008): *Landschaftsgeschichte Norddeutschlands. Umwelt und Siedlung von der Steinzeit bis zur Gegenwart*. Wachholtz Verlag, Neumünster.
- GEIßLER, L. & DRAX, M. (2017): *Backen mit Vollkorn und alten Getreidesorten*. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
- KITTENDORF, S. (2025): Eigene Darstellung.
- MIEDANER, T. (2014): *Kulturpflanzen: Botanik – Geschichte – Perspektiven*. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg. ISBN: 978-3-642-55292-2
- TURNBULL, M.; PARKER, A. G. & JANKOWSKI, N. R. (2023): The history of phytolith research in Australasian archaeology and palaeoecology. URL: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00334-023-00922-4> [Stand: 04.05.2025].
- ZACH, B., PASDA, K & PETRISINO, N. (2023): Es begann im Fruchtbaren Halbmond. Ursprung und Entwicklung von Ackerbau, Pflanzennutzung, Milchvieh- und Haustierhaltung in Mitteleuropa anhand von Erkenntnissen der Archäobotanik und der Archäozoologie. In: BMEL (Hrsg.) *Berichte über Landwirtschaft. Jubiläumsausgabe*, S. 38-64. URL: <https://buel.bmel.de/index.php/buel/article/view/486/713> [Stand: 05.10.2025].

Tabellen

BECKER, T. & KITTENDORF, S. (2025): Eigene Darstellung.

KITTENDORF, S. (2025): Eigene Darstellung.

Anhang

Im nachfolgendem werden Steckbriefe aller Pflanzenproben (Gräser, Getreide) präsentiert.

Die Steckbriefe beinhalten jeweils ein Kreisdiagramm zur Verteilung der einzelnen Pflanzenteile (Gräser: Blüte, Blatt, Stängel sowie Getreide: Spelze, Granne, Blatt, Stängel) sowie die dazugehörigen Auswertungstabellen. Referenzproben, die keine oder nicht ausreichend Phytolithe (n=300) lieferten, wurden ausgeschlossen. Die Gräser werden zusätzlich durch die Eigenschaften: Standort, Wuchshöhe, Verbreitung und Zeigerwerte näher beschreiben. Die Merkmale Wuchshöhe und Verbreitung der untersuchten Grasarten wurden aus *Pareys Gräserbuch – Die Gräser Deutschlands erkennen und bestimmen* von CONERT aus dem Jahr 2000 übernommen, dass als etabliertes Referenzwerk für mitteleuropäische Gräser dient. Der Standort bezieht sich auf das Gebiet, aus dem die jeweilige Pflanzenprobe entnommen bzw. gesammelt wurde. Diese Angabe ermöglicht Rückschlüsse auf die naturräumlichen Bedingungen des Fundorts. Die Zeigerwerte nach Ellenberg basieren auf *Die Ellenbergzahlen* nach KRAFT (o. A.) und liefern ökologische Informationen zum Standortanspruch der jeweiligen Art. Sie basieren auf einem empirischen Verfahren, das nicht auf laborgestützten Messwerten, sondern auf der Beobachtung des tatsächlichen Vorkommens der Arten im Gelände beruht. Im nachfolgendem werden die Beschreibungen der Parameter gemäß KRAFT (o. A.: 4-7) dargestellt:

L/Lichtwert: 1 = Tiefschattenpflanze, 2 = zwischen 1 und 3 stehend, 3 = Schattenpflanze, 4 = zwischen 3 und 5 stehend, 5 = Halbschattenpflanze, 6 = zwischen 5 und 7 stehend, 7 = Halblichtpflanze, 8 = Lichtpflanze, 9 = Volllichtpflanze

T/Temperaturwert: 1 = Kältezeiger, 2 = zwischen 1 und 3 stehend, 3 = Kühlezeiger, 4 = zwischen 3 und 5 stehend, 5 = Mäßigwärmezeiger, 6 = zwischen 5 und 7 stehend, 7 = Wärmezeiger, 8 = zwischen 7 und 9 stehend, 9 = extremer Wärmezeiger

K/Kontinentalwert: 1 = euozeanisch, 2 = ozeanisch, 3 = zwischen 2 und 4 stehend (Teilen Mitteleuropas), 4 = subozeanisch, 5 = intermediär – schwach subozeanisch bis schwach subkontinental, 6 = subkontinental, 7 = zwischen 6 und 8 stehend, 8 = kontinental, 9 = eukontinental

F/Feuchtezeiger: 1 = Starktrockenzeiger, 2 = zwischen 1 und 3 stehend, 3 = auf feuchten Böden fehlend, 4 = zwischen 3 und 5 stehend, 5 = Frischezeiger, 6 = zwischen 5 und 7 stehend, 7 =

Feuchtezeiger, 8 = zwischen 7 und 9 stehend, 9 = Nässezeiger, 10 = Wasserpflanze, 11 = Wasserpflanze, die unter Wasser wurzelt, 12 = Unterwasserpflanze, ~ Zeiger für starken Wechsel (Wechsell Trockenheit, Wechsel feuchte, Wechsel nässe), = Überschwemmungszeiger

R/Reaktionswert: 1 = Starksäurezeiger, 2 = zwischen 1 und 3 stehend, 3 = Säurezeiger, Schwerpunkt auf sauren Böden, 4 = zwischen 3 und 5 stehend, 5 = Mäßigsäurezeiger, 6 = zwischen 5 und 7 stehend, 7 = Schwachsäure bis Schwachbasenzeiger, 8 = zwischen 7 und 9 stehend, 9 = Basen- und Kalkzeiger

N/Nährwert: 1 = stickstoffärmste Standorte, 2 = zwischen 1 und 3 stehend, 3 = an stickstoffarmen Standorten, 4 = zwischen 3 und 5 stehend, 5 = mäßig stickstoffreiche Standorte, 6 = zwischen 5 und 7 stehend, 8 = ausgesprochener Stickstoffzeiger, 9 = an übermäßig stickstoffreichen Standorten konzentriert

S/Salzwert: 0 = nicht salzertragend, 1 = salzertragend, meist auf salzarmen bis salzfreien Böden, 2 = oligohalin (I) meist auf Böden mit sehr geringem Chloridgehalt (0,05–0,3 % Cl⁻), 3 = mesohalin (II) meist auf Böden mit geringem Chloridgehalt (0,3–0,5 % Cl⁻), 4 = mesohalin (II/III) meist auf Böden mit geringem bis mäßigem Chloridgehalt (0,5–0,7 % Cl⁻), 5 = mesohalin (III) meist auf Böden mit mäßigem Chloridgehalt (0,7–0,9 % Cl⁻), 6 = polyhalin (III/IV) auf Böden mit mäßigem bis hohem Chloridgehalt (0,9–1,2 % Cl⁻), 7 = polyhalin (IV/V) auf Böden mit hohem Chloridgehalt (1,2–1,6 % Cl⁻), 8 = euhalin (IV/V und VI) auf Böden mit sehr hohem Chloridgehalt (1,6–2,3 % Cl⁻), 9 = euhalin bis hypersalin (V/VI) auf Böden mit sehr hohem, in trockenen extremen Salzgehalt (> 2,3 % Cl⁻)

Weiterhin werden Morphotypen mit Indikatorfunktion dargestellt. Formtypen, die mehr als 50 Phytolithe einer bestimmten Größenklasse umfassen, werden der Kategorie „häufige Morphotypen“ zugeordnet (z. B. ELO_SIN (a)). Die „Anzahl der Morphotypen“ bezieht sich hingegen auf die Gesamtanzahl aller unterschiedlichen Morphotypen, die pro Referenzprobe erfasst wurden. Die Formtypen ELO_DET und ELO_DEN stehen als Marker/Indikator für Spelzen und die Formtypen RON, CRE, CAR, OBL sowie OVA kennzeichnen verschiedene Arten der Unterfamilie *Pooideae*. In den Steckbriefen werden diese Marker entsprechend ihrer Häufigkeit folgendermaßen eingestuft:

- *sporadisch*: ≤ 10,
- *vorhanden*: 10-50,
- *häufig*: ≥ 50.

Anhang 1: Ergebnissteckbriefe

Anhang 1.1: Gräser

Aufrechte Trespe *Bromus erectus* (Hudson)

Standort	Brodaer Teiche, Neubrandenburg (S 14)
Wuchshöhe	20-80 (-120) cm
Verbreitung	mäßig trockene, warme, basenreiche, schwach saure bis milde, humose Lehm- und Lößböden
Zeigerwerte	L8, T5, K2, F3, R8, N3, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	8	13	8
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_SIN (b) ELO_ENT (b)	ELO_SIN (b, c)

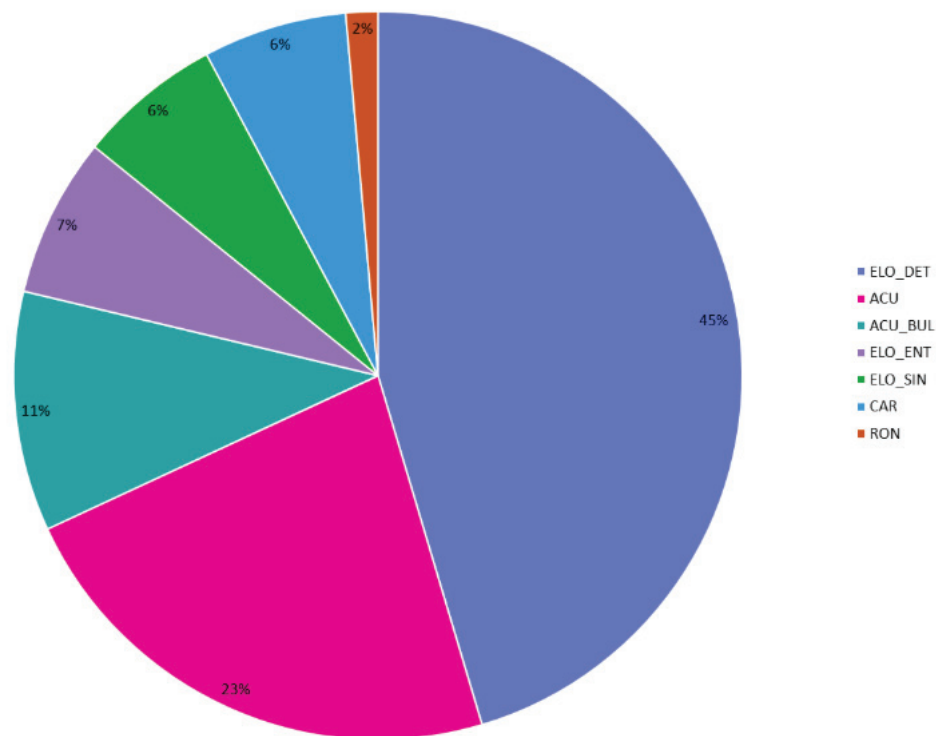
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	sporadisch	-	-
	b	häufig	sporadisch	-
	c	sporadisch	sporadisch	-
	d	sporadisch	sporadisch	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	sporadisch	vorhanden
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	vorhanden	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte

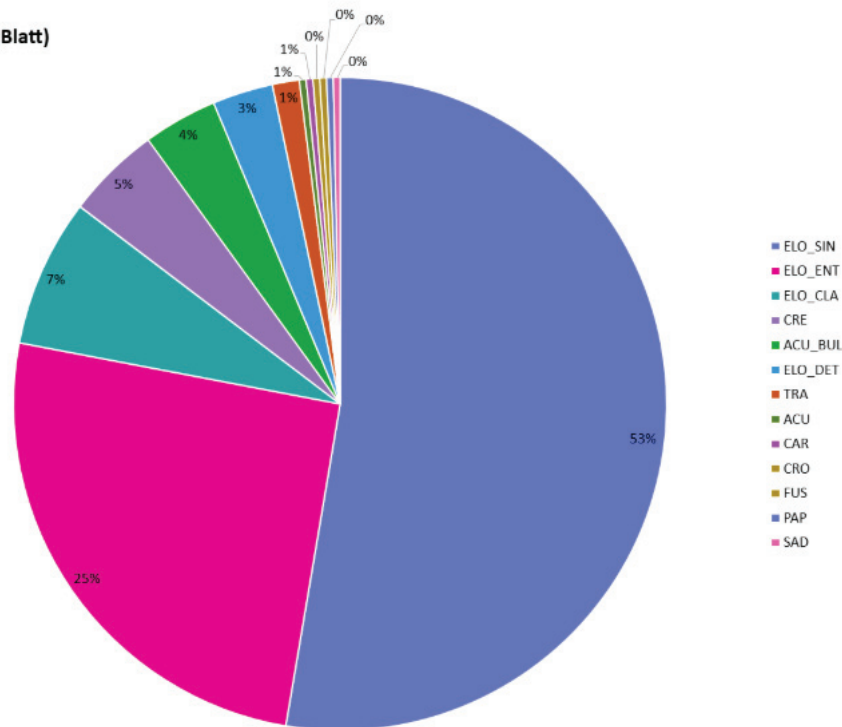
Aufrechte Trespe (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	159				159
ELO_DET	7	46	8	3	64
ACU		18	9	5	32
ACU_BUL	3	10	2		15
ELO_ENT		8	2		10
ELO_SIN		9			9
CAR	9				9
RON	2				2
Summe	180	91	21	8	300

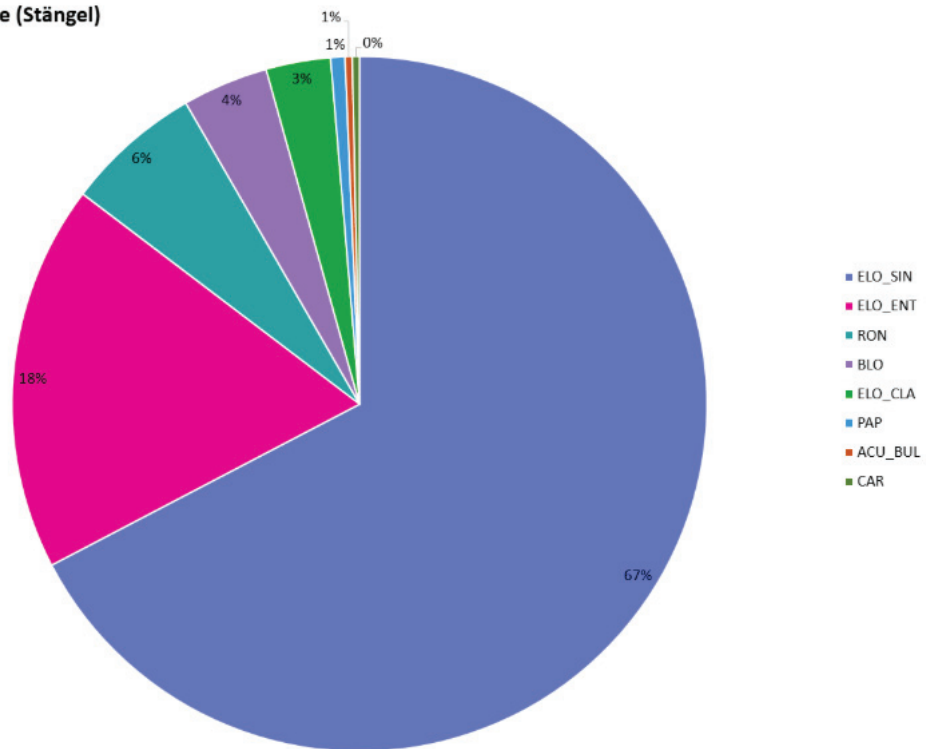
Blatt

Aufrechte Trespe (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	6	127	25		158
ELO_ENT	5	52	16	3	76
ELO_CLA		19	3		22
CRE	3	10	1		14
ACU_BUL	2	4	5		11
ELO_DET		4	1	4	9
RON	1	3			4
ACU				1	1
CAR	1				1
CRO	1				1
FUS	1				1
PAP	1				1
SAD	1				1
Summe	22	219	51	8	300

Aufrechte Trespe (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	8	135	57	2	202
ELO_ENT	2	41	8	3	54
RON	17	2			19
BLO	11	1			12
ELO_CLA		3	5	1	9
PAP	2				2
ACU_BUL	1				1
CAR	1				1
Summe	42	182	70	6	300

Behaarte Hainsimse *Luzula pilosa*

Standort	Kluschenberg, Burg Stargard (S 17)
Wuchshöhe	15-40 cm
Verbreitung	frische, mäßig saure, nährstoffarme Böden
Zeigerwerte	-

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	8	13	-
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_SIN (b) ELO_ENT (b)	-

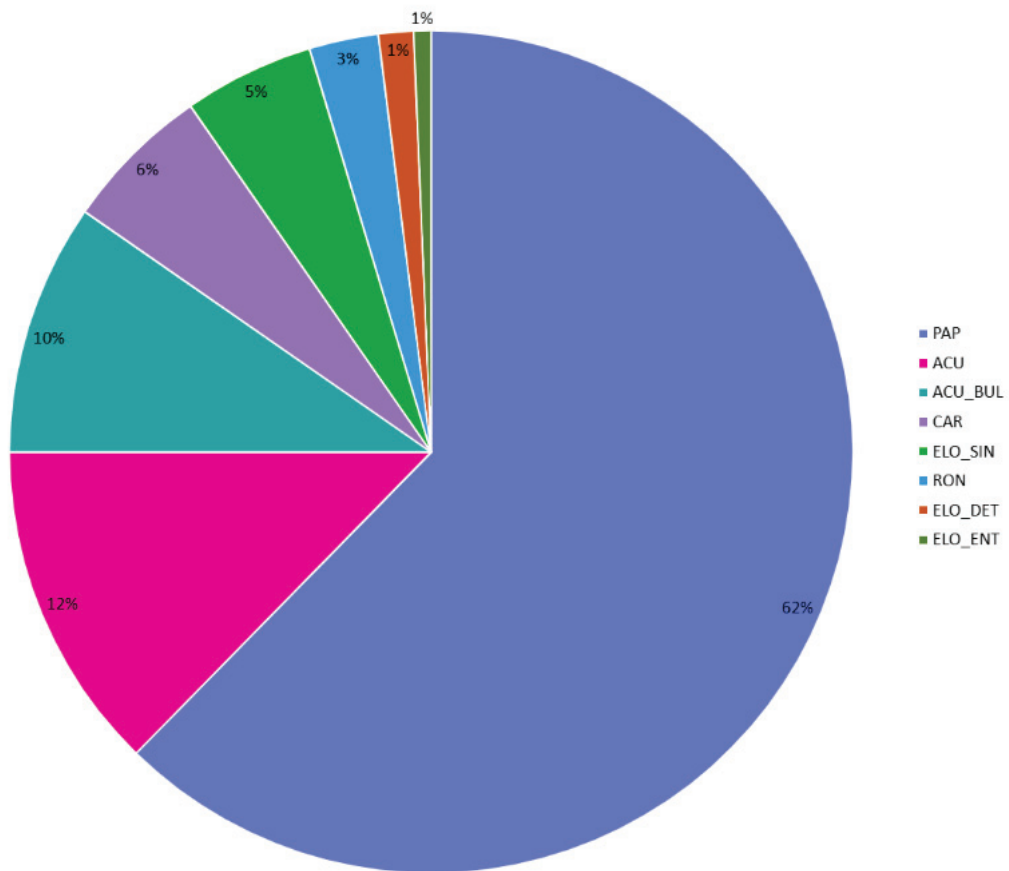
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	sporadisch	-
	b	sporadisch	sporadisch	-
	c	sporadisch	sporadisch	-
	d	-	sporadisch	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	vorhanden	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

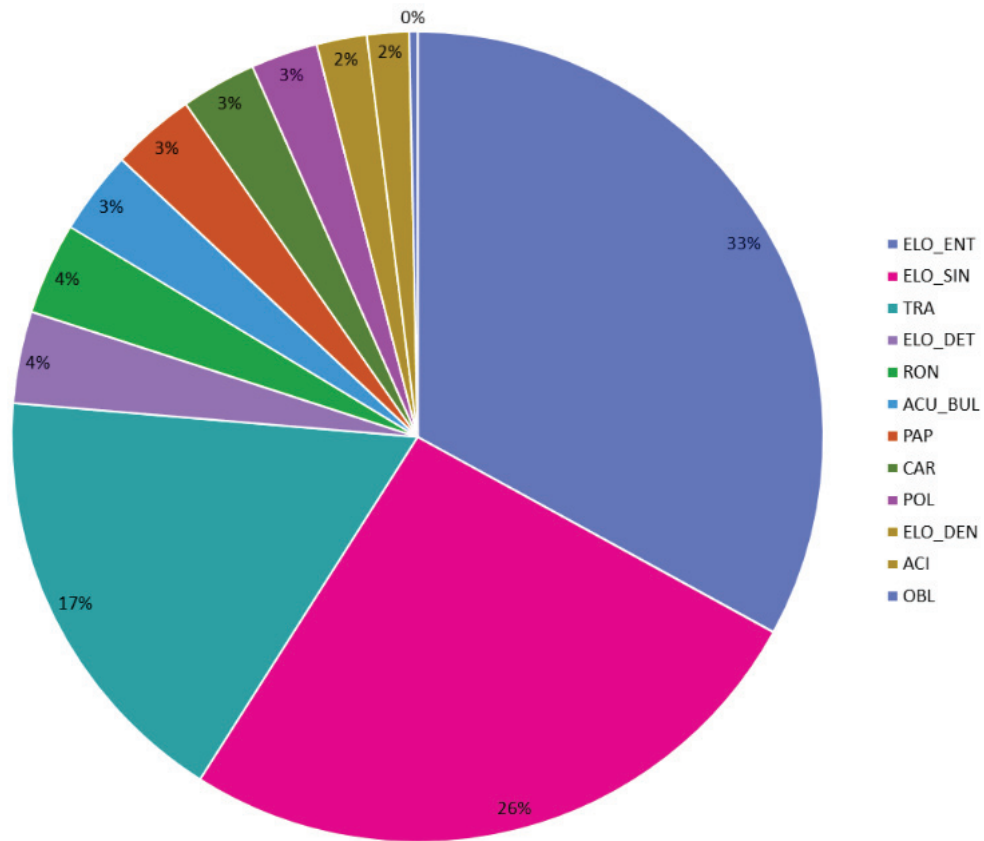
Blüte

Behaarte Hainsimse (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	187				187
ACU	7	26	5		38
ACU_BUL	11	18			29
CAR	17				17
ELO_SIN		11	4		15
RON	8				8
ELO_DET	1	3			4
ELO_ENT		2			2
Summe	231	60	9	0	300

Behaarte Hainsimse (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	5	72	13	9	99
ELO_SIN		70	8		78
TRA	8	34	6	4	55
ELO_DET	1	6	3	1	11
RON	11				11
ACU_BUL	4	5	1		10
PAP	10				10
CAR	9				9
POL	2	6			8
ELO_DEN		4	2		6
ACI		1	2	2	5
OBL	1				1
Summe	51	198	35	16	300

Behaarte Segge *Carex hirta*

Standort	Stubbenteich, Burg Stargard (S 16)
Wuchshöhe	5-60 cm
Verbreitung	nährstoffreicher, sandiger, humoser Boden, Lehm- und Tonböden
Zeigerwerte	L7, T6, K3, F6~, Rx, N5, S0

Referenzproben

Auswertung

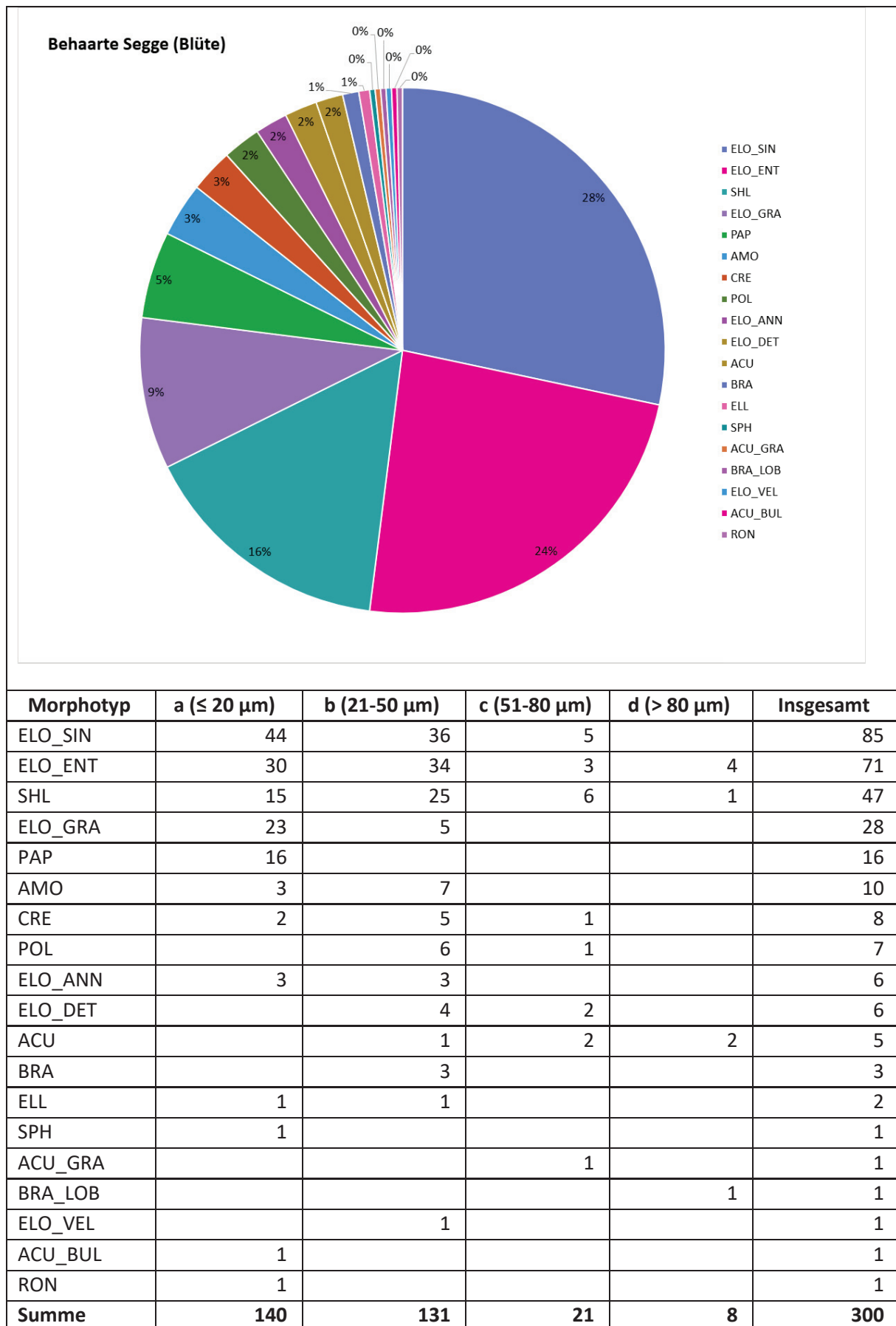
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	19	9	13
häufige Morphotypen	-	ELO_SIN (b)	ELO_SIN (a) ELO_ENT (a)

Morphotypen als Indikatorfunktion

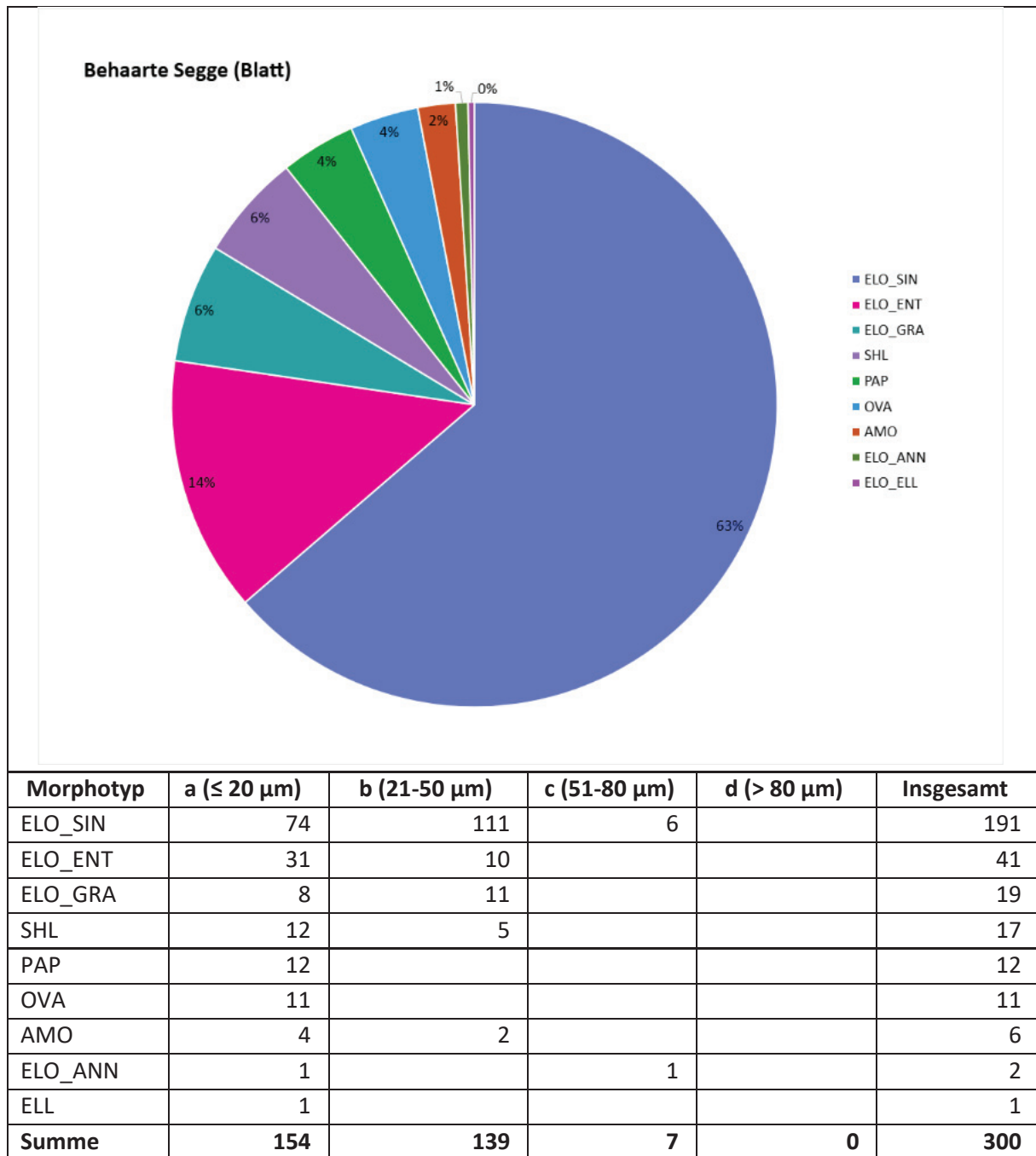
Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	sporadisch	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	-	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	sporadisch	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	sporadisch	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

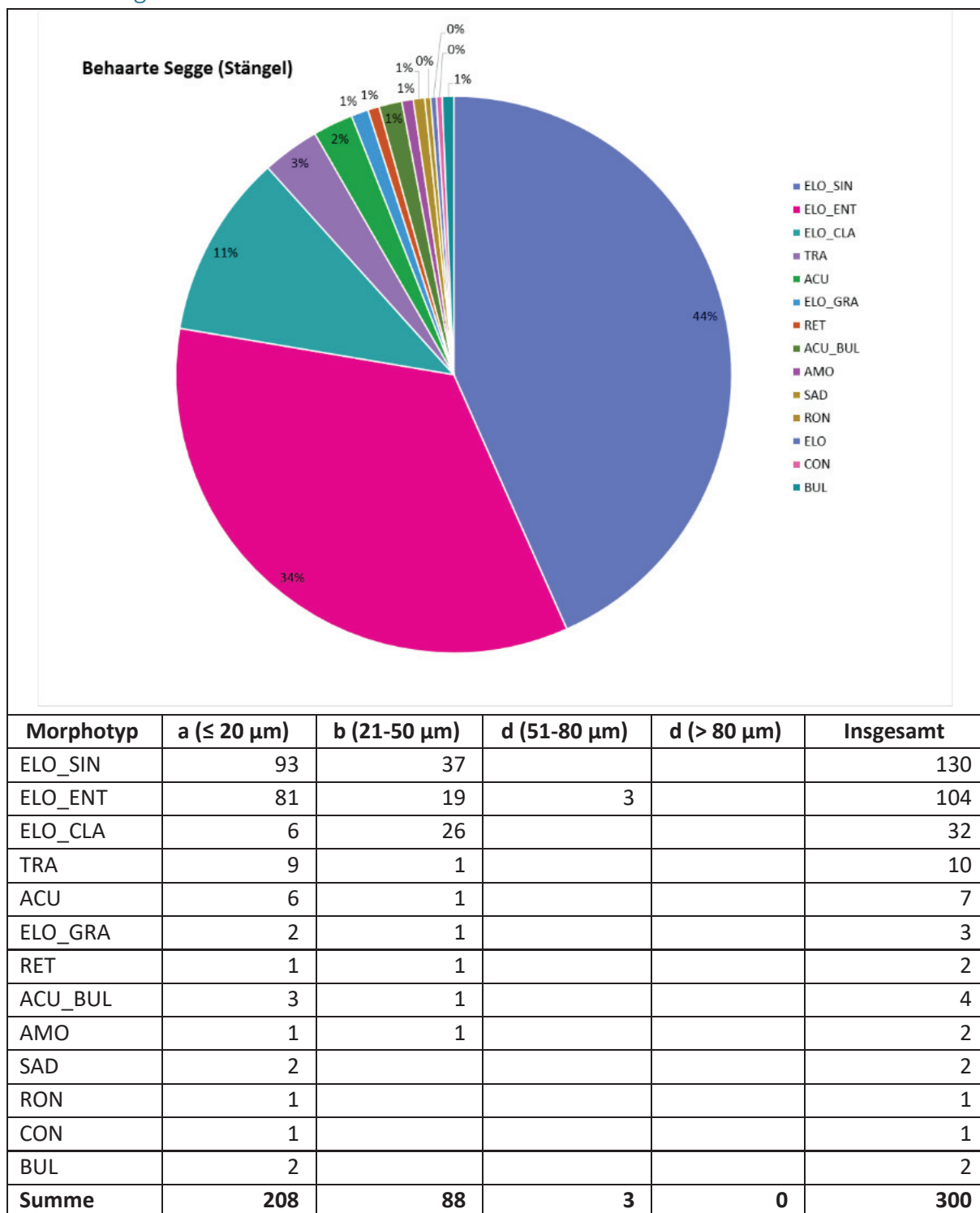
Blüte



Blatt



Stängel



Deutsches Weidelgras *Lolium perenne* (Linnaeus)

Standort	Ihlenfelder Hänge, Neubrandenburg (S 6)
Wuchshöhe	10-90 cm hoch
Verbreitung	frische und nährstoffreiche, schwach saure Ton- und Lehm Böden
Zeigerwerte	L8, T6, K3, F5, R7, N7

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	-	12	13
häufige Morphotypen	-	ELO_ENT (b) ELO_SIN (b)	ELO_SIN (b) CAR (a)

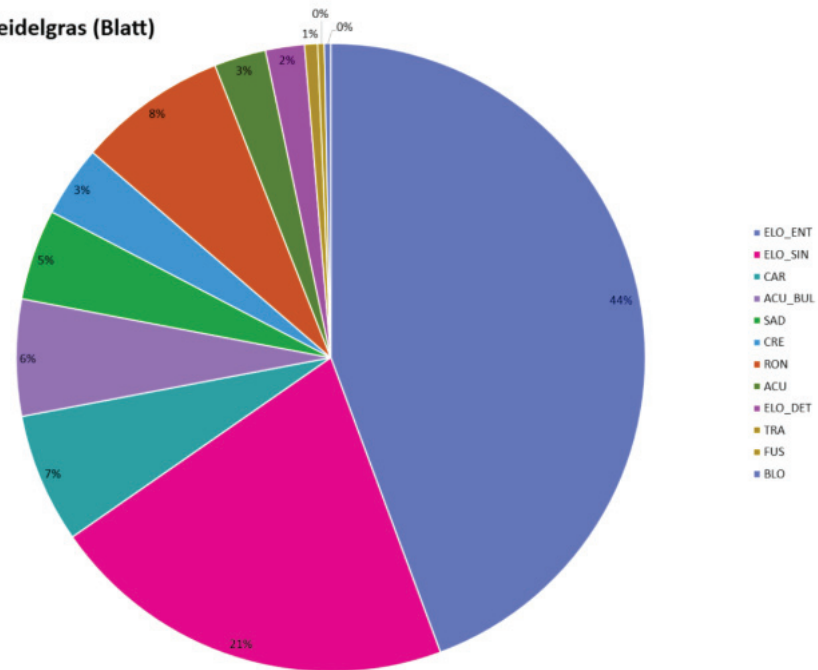
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	sporadisch
	b	-	-	sporadisch
	c	-	-	sporadisch
	d	-	-	sporadisch

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	-	vorhanden	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	sporadisch
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	-	sporadisch
	d	-	-	-
CAR	a	-	vorhanden	häufig
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

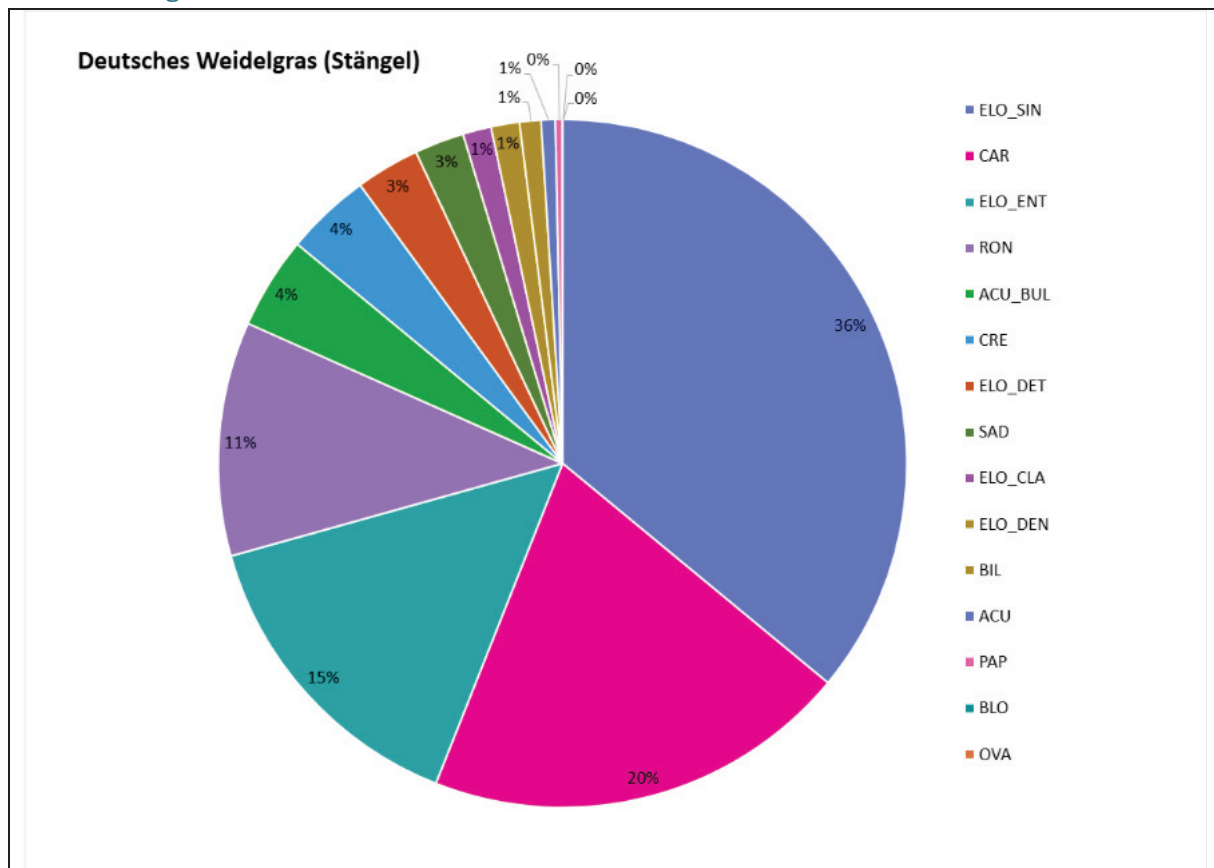
Blatt

Deutsches Weidelgras (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	7	108	14	4	133
ELO_SIN	2	52	9		63
RON	23				23
CAR	19	1			20
ACU_BUL	7	10	1		18
SAD	13	1			14
CRE		7	4		11
ACU	1	6	1		8
ELO_DET		5	1		6
TRA	1	1			2
FUS		1			1
BLO		1			1
Summe	73	193	30	4	300

Stängel



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	5	93	8	2	108
CAR	57	3			60
ELO_ENT	2	33	9		44
RON	33				33
ACU_BUL		12	1		13
CRE	4	7	1		12
ELO_DET	1	3	3	2	9
SAD	7				7
ELO_CLA		4			4
ELO_DEN		4			4
BIL	2	1			3
ACU		2			2
PAP	1				1
Summe	112	162	22	4	300

Draht-Schmiele *Deschampsia flexuosa* (Linnaeus)

Standort	Nemerower Holz, Neubrandenburg (S 18)
Wuchshöhe	20-60 (-100) cm
Verbreitung	in lichten, artenarmen Wäldern, auf Niedermooren und Magerweiden, in Heiden und an Felsbändern, an der Küste auf der Grauen Düne
Zeigerwerte	L6, Tx, K2, Fx, R2, N3, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	14	-	-
häufige Morphotypen	-	-	-

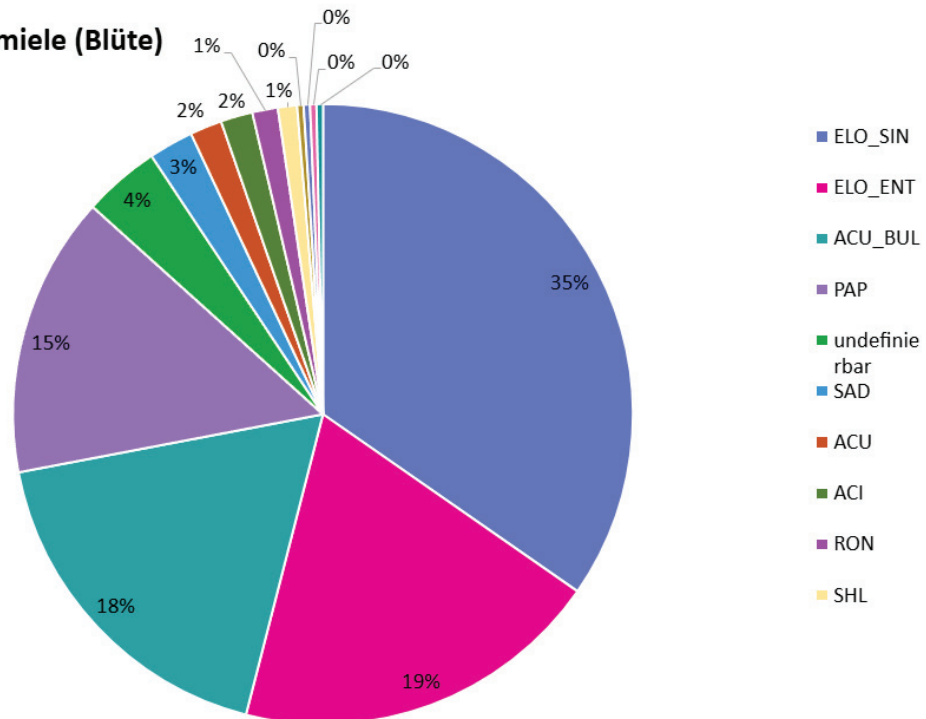
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte

Draht-Schmiele (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	40	41	10	13	104
ELO_ENT	9	20	15	14	58
ACU_BUL	44	9	1		54
PAP	27	12	1	4	44
SHL	14	1			15
SAD	7				7
ACU	3	2			5
ACI		2	2	1	5
RON	4				4
ELO_DET	1				1
CAR	1				1
TRA	1				1
CRE	1				1
Summe	152	87	29	32	300

Einblütiges Perlgras *Melica uniflora* (Retzius)

<i>Standort</i>	Bordaer Holz (Cafe Broda), Neubrandenburg (S 3)
<i>Wuchshöhe</i>	15-50 cm
<i>Verbreitung</i>	frische bis mäßig trockene, nährstoffreiche und basenreiche, neutrale bis mäßig saure, humose Lehmböden, wärmere südliche Gebiete meist auf kalkarmen oder oberflächlich entkalkten Böden, in kühleren nördlichen Gebieten bevorzugt auf kalkhaltigen Lehmböden
<i>Zeigerwerte</i>	L3, T5, K2, F5, R6, N6, S0

Referenzproben

Auswertung

	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>Anzahl Morphotypen</i>	9	10	21
<i>häufige Morphotypen</i>	PAP (a) ELO_SIN (b)	ELO_CRE (a) ELO_SIN (b)	ELO_SIN (a)

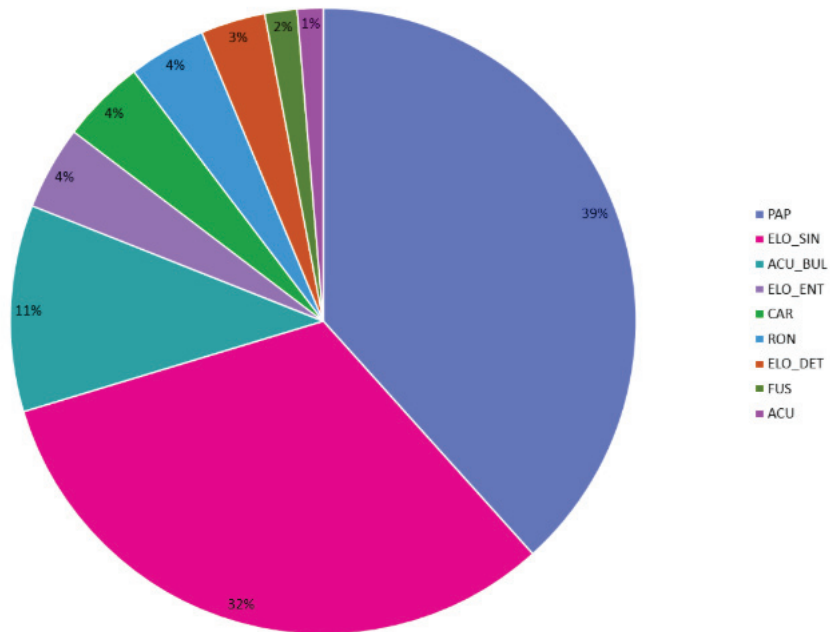
Morphotypen als Indikatorfunktion

<i>Indikator für Spelzen</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	sporadisch	-	-
	d	sporadisch	-	-

<i>Indikator für Pooideae</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	vorhanden	sporadisch	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	sporadisch
	c	-	-	sporadisch
	d	-	-	-
<i>CAR</i>	a	vorhanden	-	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte

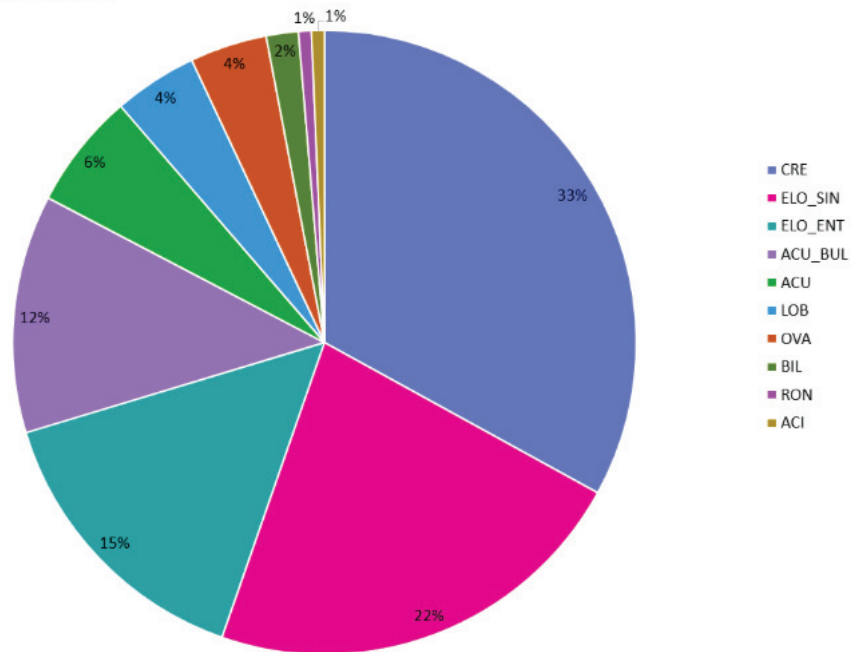
Einblütiges Perlgras (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP		115			115
ELO_SIN	6	82	8		96
ACU_BUL	9	22	1		32
ELO_ENT		11		2	13
CAR	13				13
RON	12				12
ELO_DET		8	1	1	10
FUS	4	1			5
ACU		4			4
Summe	44	243	10	3	300

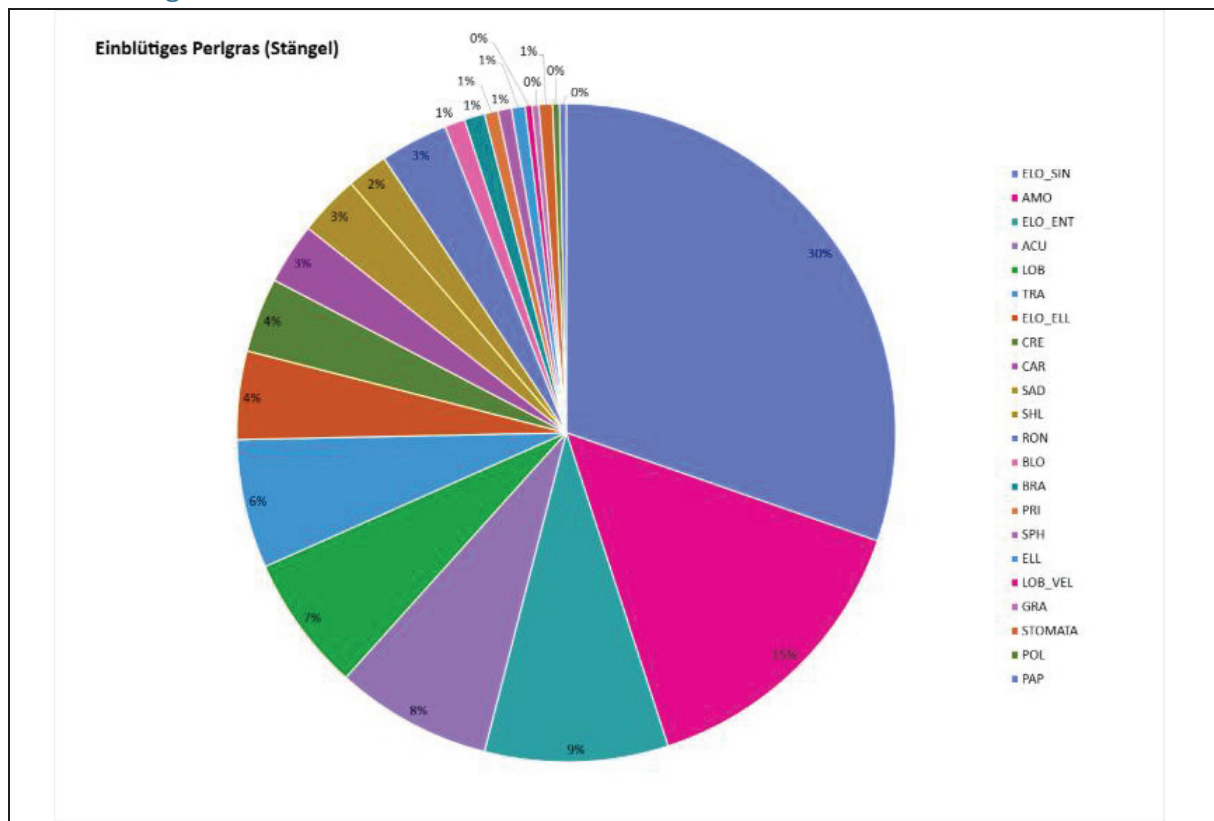
Blatt

Einblütiges Perlgras (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
CRE	8	82	7	2	99
ELO_SIN	8	56	3		67
ELO_ENT	5	36	4		45
ACU_BUL	5	28	4		37
ACU	7	10		1	18
LOB		12	1		13
OVA	12				12
BIL	5				5
RON	2				2
ACI		2			2
Summe	52	226	19	1	300

Stängel



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	54	23	14	2	91
AMO	17	18	9		44
ELO_ENT	7	15	5		27
ACU	1	22			23
LOB	18	2			20
TRA	19				19
ELL	13				13
CRE	8	2	1		11
CAR	9				9
SAD	9				9
SHL	3	3			6
RON	10				10
BLO	3				3
BRA		3			3
PRI	2				2
SPH	2				2
ELL	2				2
LOB_VEL		1			1
GRA	1				1
POL		1			1
PAP	1				1
Summe	179	90	29	2	300

Glatthafer *Arrhenatherum elatius* (Linnaeus)

Standort	Versuchsfläche Hochschule Haus 3, Neubrandenburg (S 13)
Wuchshöhe	50-150 cm
Verbreitung	nährstoff- und basenreiche, feuchte bis mäßig trockene, milde bis wenig saure Lehmböden
Zeigerwerte	L8, T5, K3, Fx, R7, N7, S0

Referenzproben

Auswertung

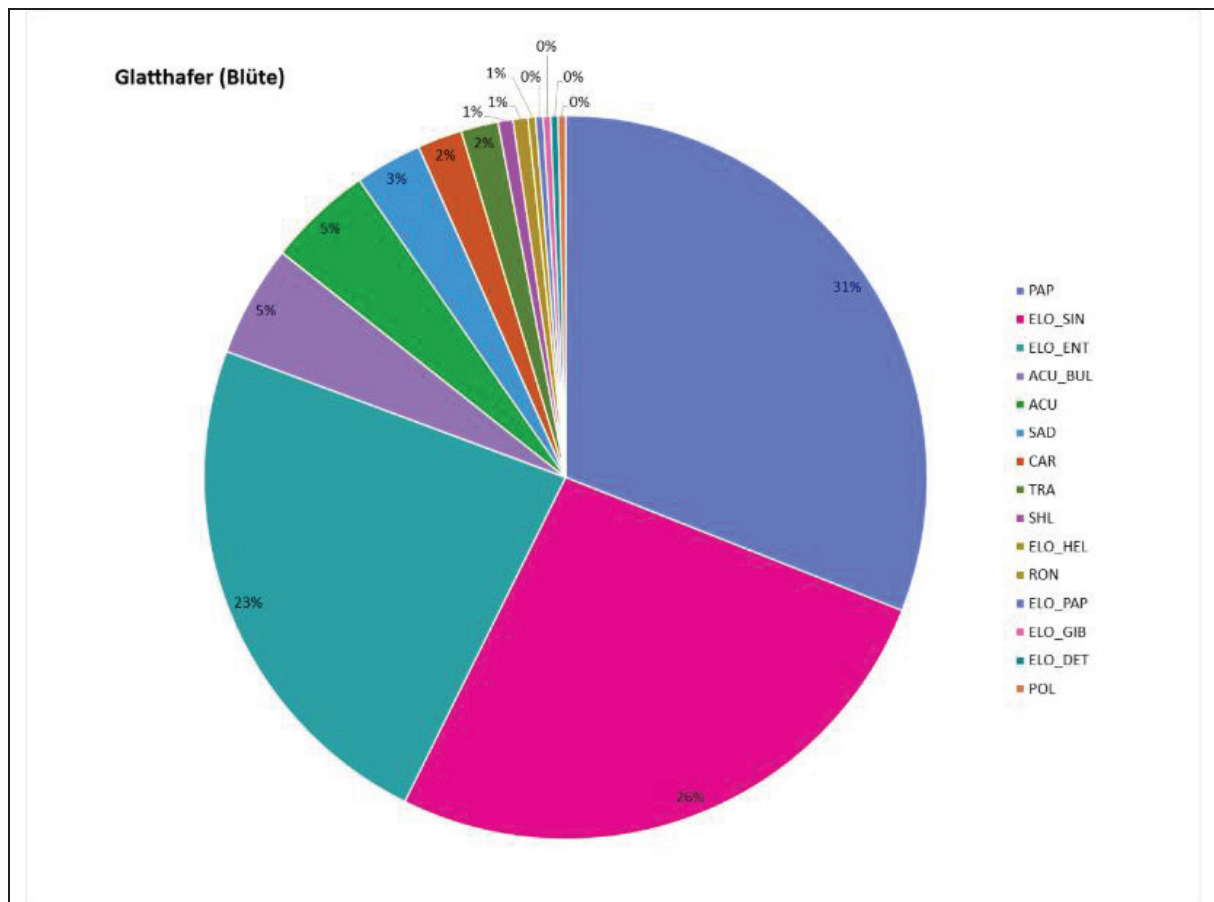
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	14	16	9
häufige Morphotypen	PAP (a), ELO_SIN (a), ELO_ENT (a, b) ELO_ENT (a)		ELO_ENT (a, b) ELO_SIN (b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

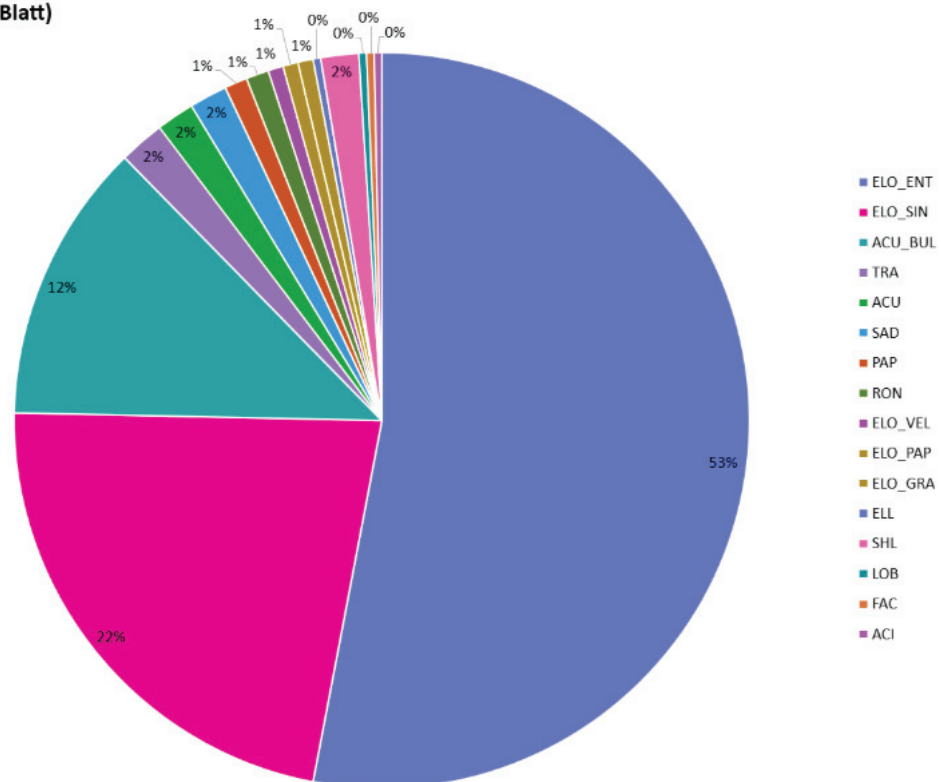
Blüte



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	91	2			93
ELO_SIN	59	20			79
ELO_ENT	53	17			70
ACU_BUL	14	1			15
ACU	10	3	1		14
SAD	9				9
CAR	6				6
TRA	5				5
SHL		2			2
RON	1				1
ELO_PAP			1		1
ELO_GIB		1			1
ELO_DET		1			1
POL		1			1
Summe	248	46	4	0	300

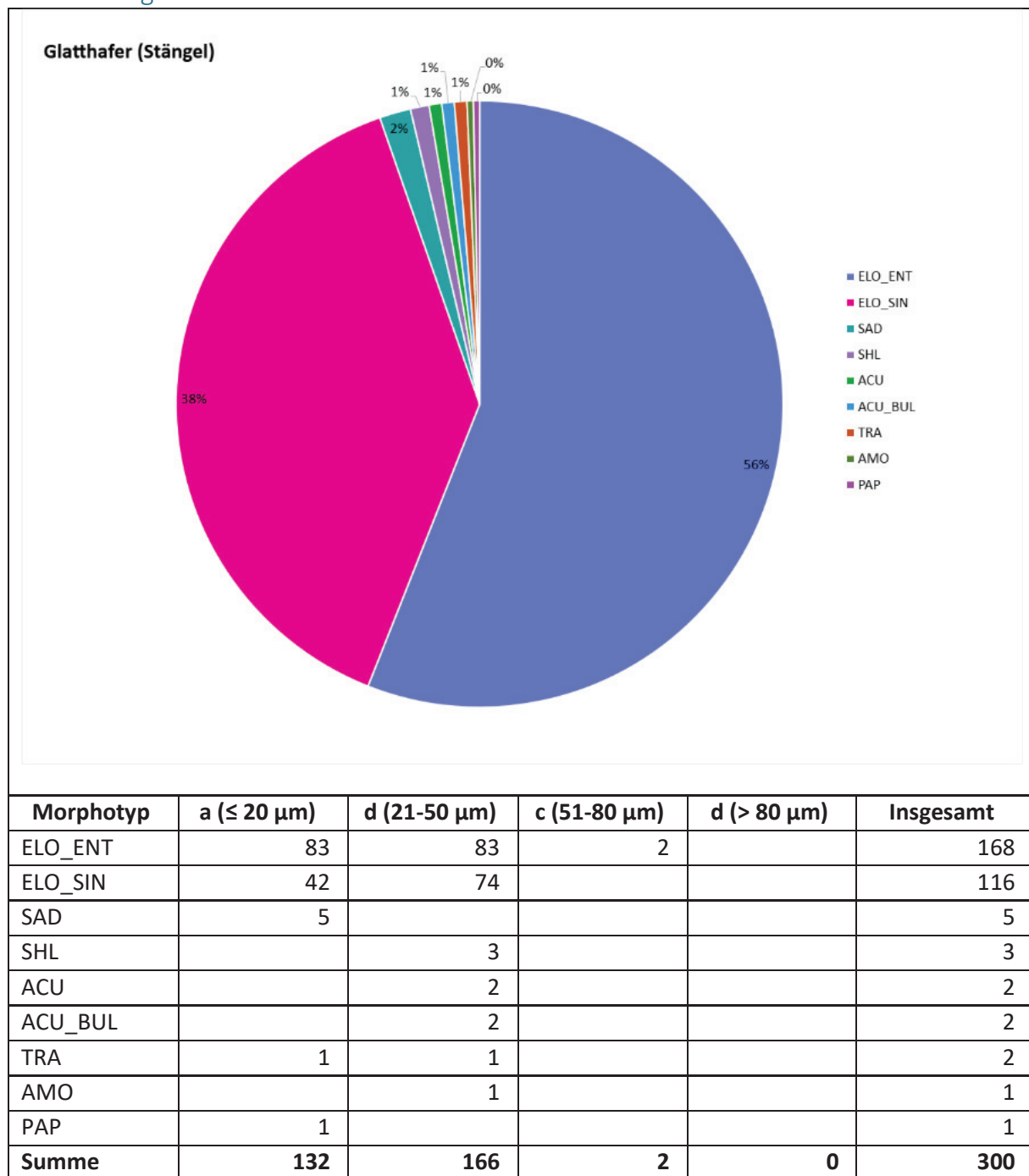
Blatt

Glatthafer (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	92	67			159
ELO_SIN	39	28			67
ACU_BUL	22	15			37
TRA	5	1			6
ACU	3	2			5
SAD	5				5
PAP	3				3
RON	3				3
ELO_VEL		1	1		2
ELO_PAP			1	1	2
ELO_GRA		2			2
ELL	1				1
SHL	1	4			5
LOB	1				1
FAC		1			1
ACI		1			1
Summe	175	122	2	1	300

Stängel



Gewöhnliches Rispengras *Poa trivialis* (Linnaeus)

<i>Standort</i>	Bruchwald, Hochschule Haus 2, Neubrandenburg (S 5)
<i>Wuchshöhe</i>	20-80 (-100) cm
<i>Verbreitung</i>	sickerfeuchte bis nasse, nährstoffreiche, milde bis schwach saure Lehm- und Tonböden
<i>Zeigerwerte</i>	L6, Tx, K3, F7, Rx, N7, S1

Referenzproben

Auswertung

	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>Anzahl Morphotypen</i>	12	12	16
<i>häufige Morphotypen</i>	PAP (a)	ELO_SIN (b) ELO_ENT (b)	ELO_ENT (b)

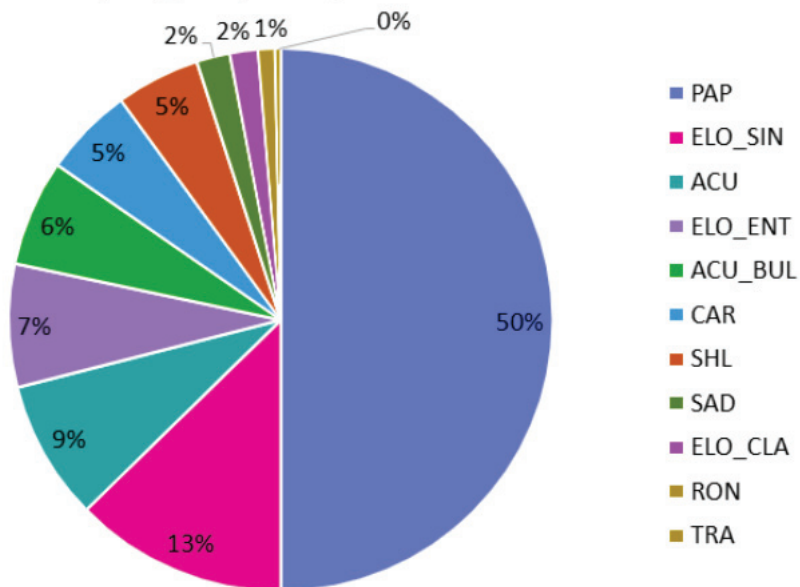
Morphotypen als Indikatorfunktion

<i>Indikator für Spelzen</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

<i>Indikator für Pooidea</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	sporadisch	vorhanden	sporadisch
	b	-	-	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	sporadisch	-
	b	-	vorhanden	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	vorhanden	-
<i>CAR</i>	a	vorhanden	vorhanden	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte

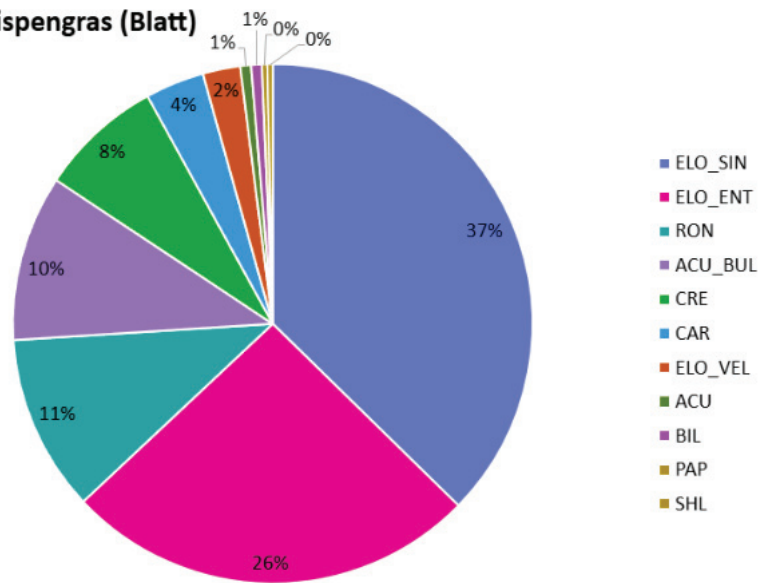
Gewöhnliches Rispengras (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	141				141
ELO_SIN	16	22			38
ACU	15	10			25
ELO_ENT	5	15		2	22
ACU_BUL	17	2			19
CAR	16				16
SHL	10	5			15
STOMATA	8				8
SAD	3				6
ELO_CLA	3	2			5
RON	6				3
TRA		1			1
Summe	241	57	0	2	300

Blatt

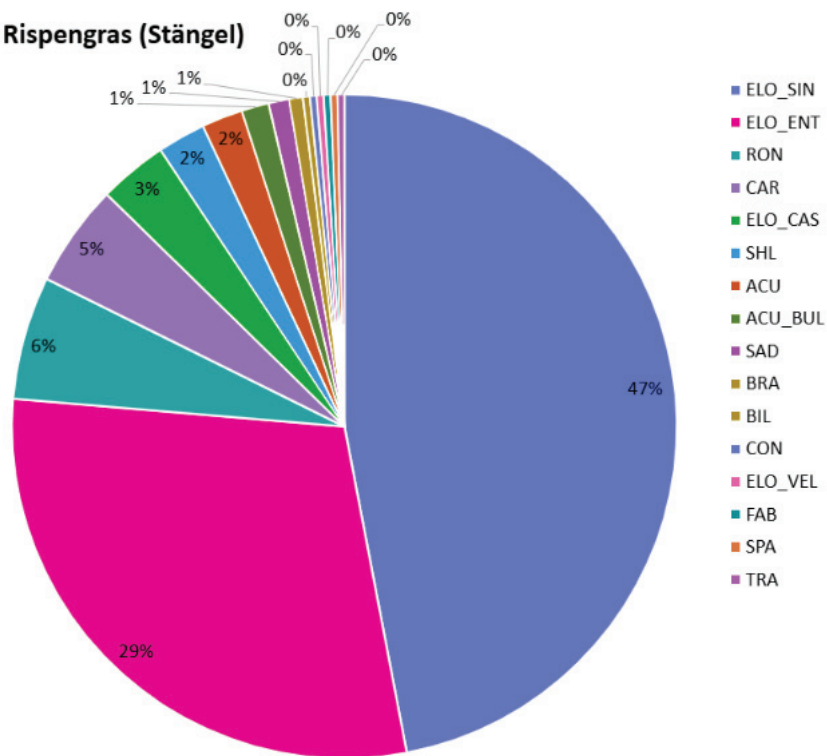
Gewöhnliches Rispengras (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN		89	23		112
ELO_ENT	5	54	13	5	77
RON	32				32
ACU_BUL	3	24	4		31
CRE	1	16	5	1	23
CAR	11				11
ELO_VEL		6	1		7
ACU		1	1		2
BIL	2				2
TRA		1			1
PAP	1				1
SHL	1				1
Summe	56	191	47	6	300

Stängel

Gewöhnliches Rispengras (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	25	96	19	1	141
ELO_ENT	6	48	34		88
CAR	15				15
ELO_CAS	3	7			10
TRA	10				10
RON	8	1			8
SHL	1	6			7
ACU		6			6
ACU_BUL	2	2			4
SAD	3				3
BRA		1	1		2
ELO_VEL			1		1
FAB	1				1
STOMATA		1			1
CON	1				1
BIL	1				1
Summe	76	168	55	1	300

Gewöhnliches Knäuelgras *Dactylis glomerata*(Linnaeus)

<i>Standort</i>	Versuchsfläche Hochschule Haus 3, Neubrandenburg (S 13)
<i>Wuchshöhe</i>	20-120 cm
<i>Verbreitung</i>	mäßig trockene bis frische, feinerdereiche oder sandige, nährstoffreiche, stickstoffhaltige, milde bis mäßig saure, auch kalkhaltige Lehm- und Tonböden, auch auf Rohböden
<i>Zeigerwerte</i>	L7, Tx, K3, F5, Rx, N6, S0

Referenzproben

Auswertung

	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>Anzahl Morphotypen</i>	17	13	21
<i>häufige Morphotypen</i>	PAP (a, b) SHL (a, b, c)	ELO_ENT (b) CRE (b)	ELO_SIN (a)

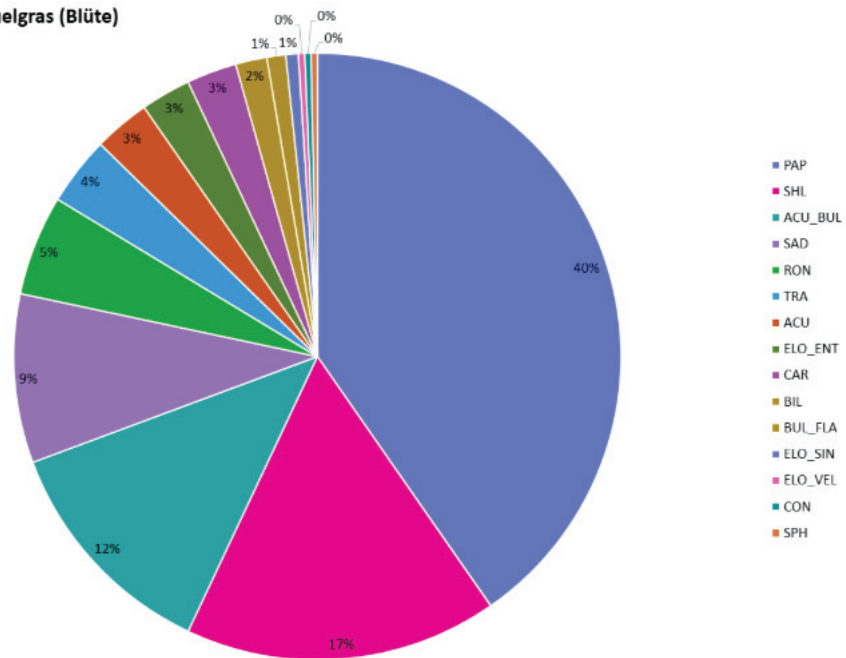
Morphotypen als Indikatorfunktion

<i>Indikator für Spelzen</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

<i>Indikator für Pooideae</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	vorhanden	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	sporadisch	sporadisch
	b	-	häufig	sporadisch
	c	-	vorhanden	sporadisch
	d	-	sporadisch	-
<i>CAR</i>	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

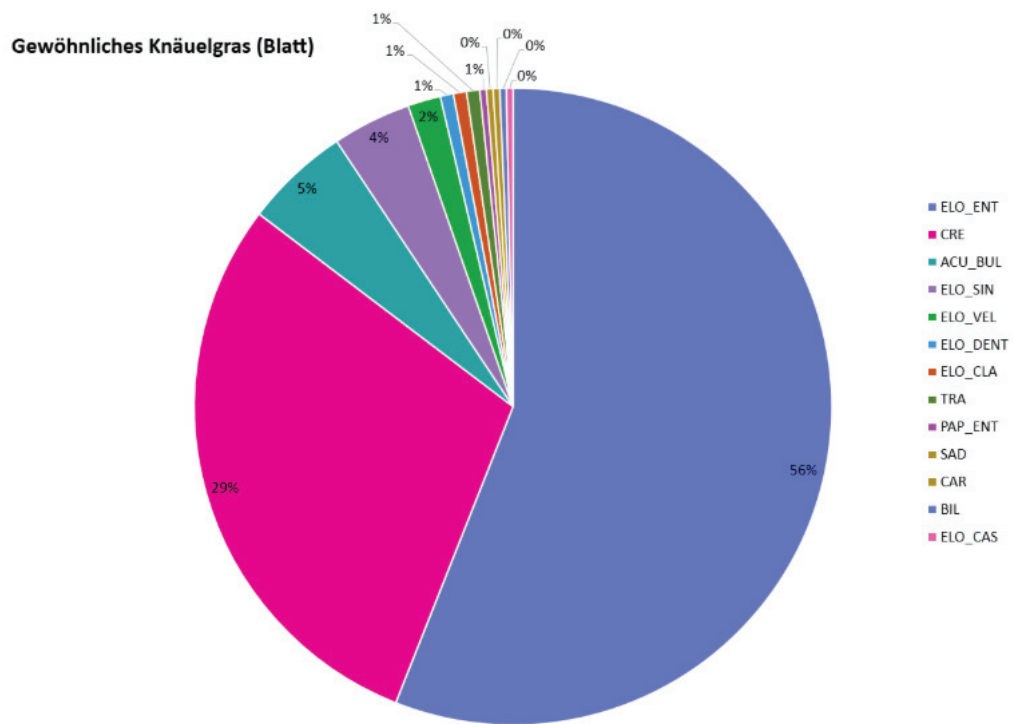
Blüte

Gewöhnliches Knäuelgras (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	120	1			121
SHL	23	26	1		50
ACU_BUL	32	5			37
SAD	27				27
RON	16				16
TRA	10	1			11
ACU	5	4			9
ELO_ENT	4	4			8
CAR	8				8
BIL	5				5
BUL_FL	3				3
ELO_SIN		2			2
ELO_VEL		1			1
CON	1				1
SPH	1				1
Summe	255	44	1	0	300

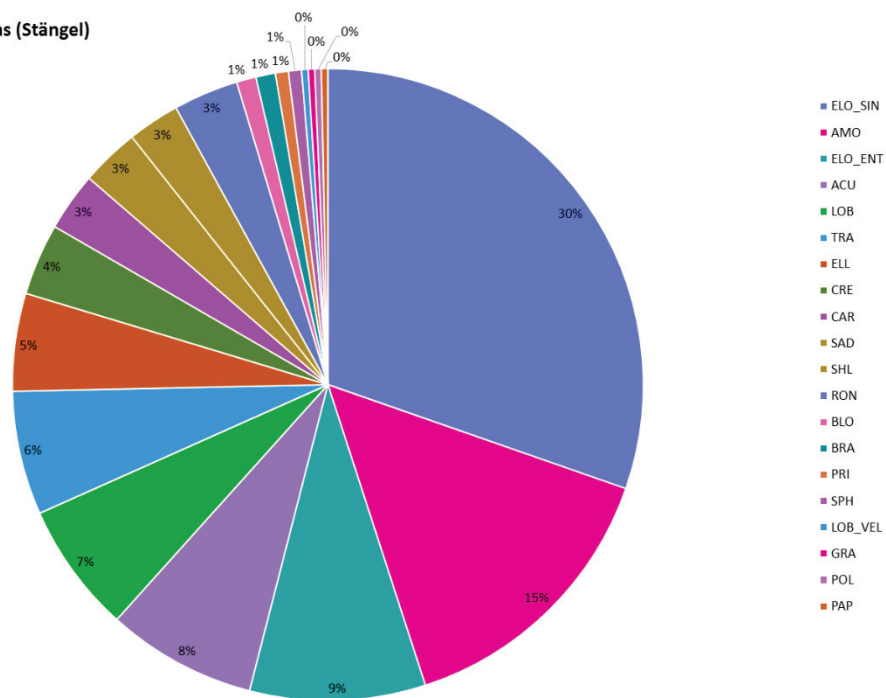
Blatt



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	22	117	25	4	168
CRE	4	71	12	1	88
ACU_BUL		11	5		16
ELO_SIN		9	2	1	12
ELO_VEL			3	2	5
ELO_DEN		2			2
ELO_CLA	1	1			2
TRA	1	1			2
PAP	1				1
SAD	1				1
CAR	1				1
BIL	1				1
ELO_CAS		1			1
Summe	32	213	47	8	300

Stängel

Gewöhnliches Knäuelgras (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	52	23	14	2	91
AMO	17	18	9		44
ELO_ENT	7	15	5		27
ACU	1	22			23
LOB	18	2			20
TRA	19				19
ELL	15				15
CRE	8	2	1		11
CAR	9				9
SAD	9				9
SHL	3	3	2		8
RON	10				10
BLO	3				3
BRA		3			3
PRI	2				2
SPH	2				2
LOB_VEL		1			1
GRA	1				1
POL		1			1
PAP	1				1
Summe	177	88	31	2	300

Hain-Rispengras *Poa nemoralis* (Linnaeus)

<i>Standort</i>	Brodaer Holz (Cafe Broda), Neubrandenburg (S 3)
<i>Wuchshöhe</i>	15-80 cm
<i>Verbreitung</i>	frische bis mäßig trockene, nährstoffarme, milde bis schwach saure, modrig-humose, lehmige bis steinige Böden
<i>Zeigerwerte</i>	L5, Tx, K5, F5, R5, N4, S0

Referenzproben

Auswertung

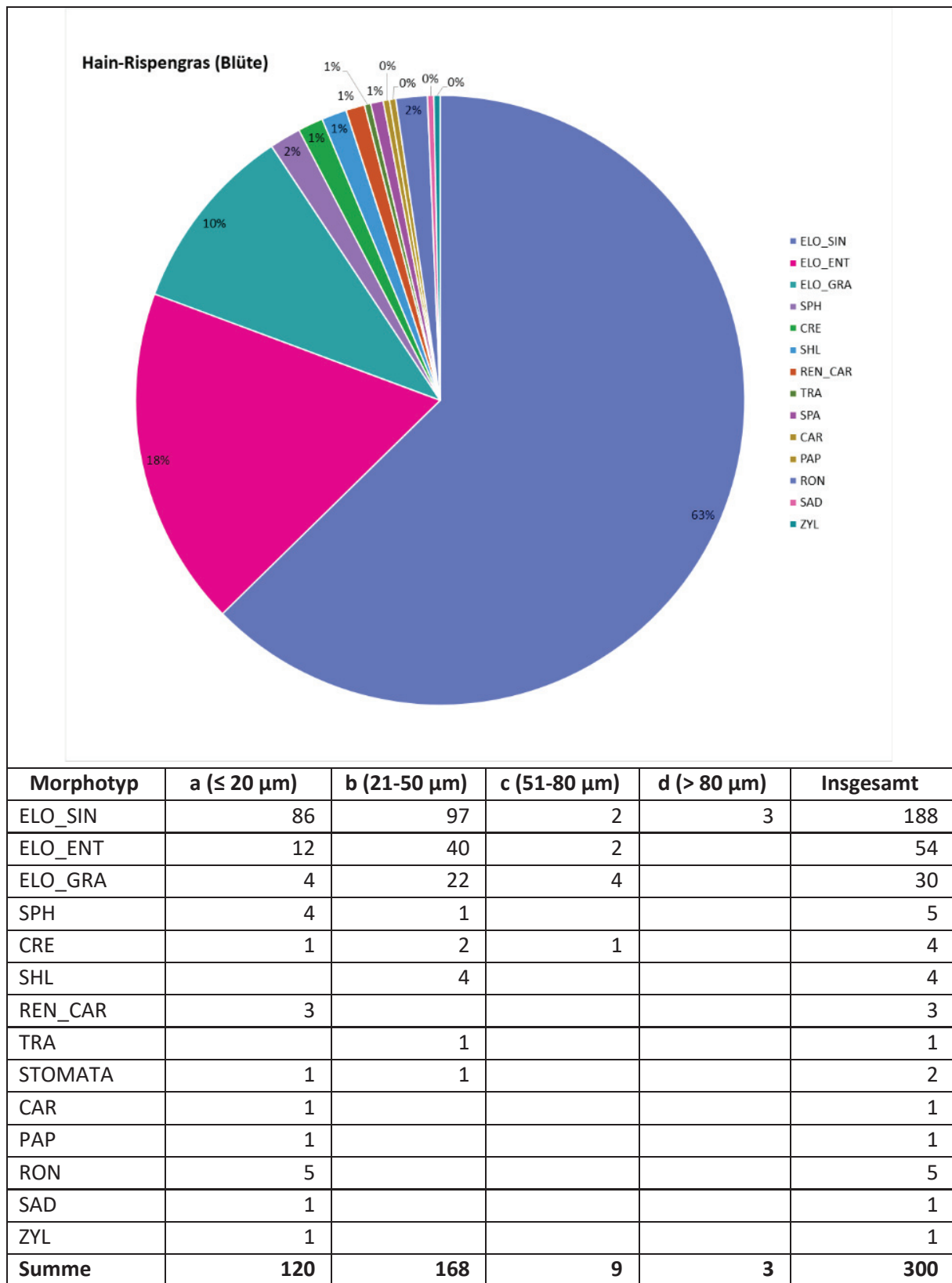
	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>Anzahl Morphotypen</i>	14	13	14
<i>häufige Morphotypen</i>	ELO_SIN (a, b)	ELO_SIN (a, b)	ELO_SIN (a, b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

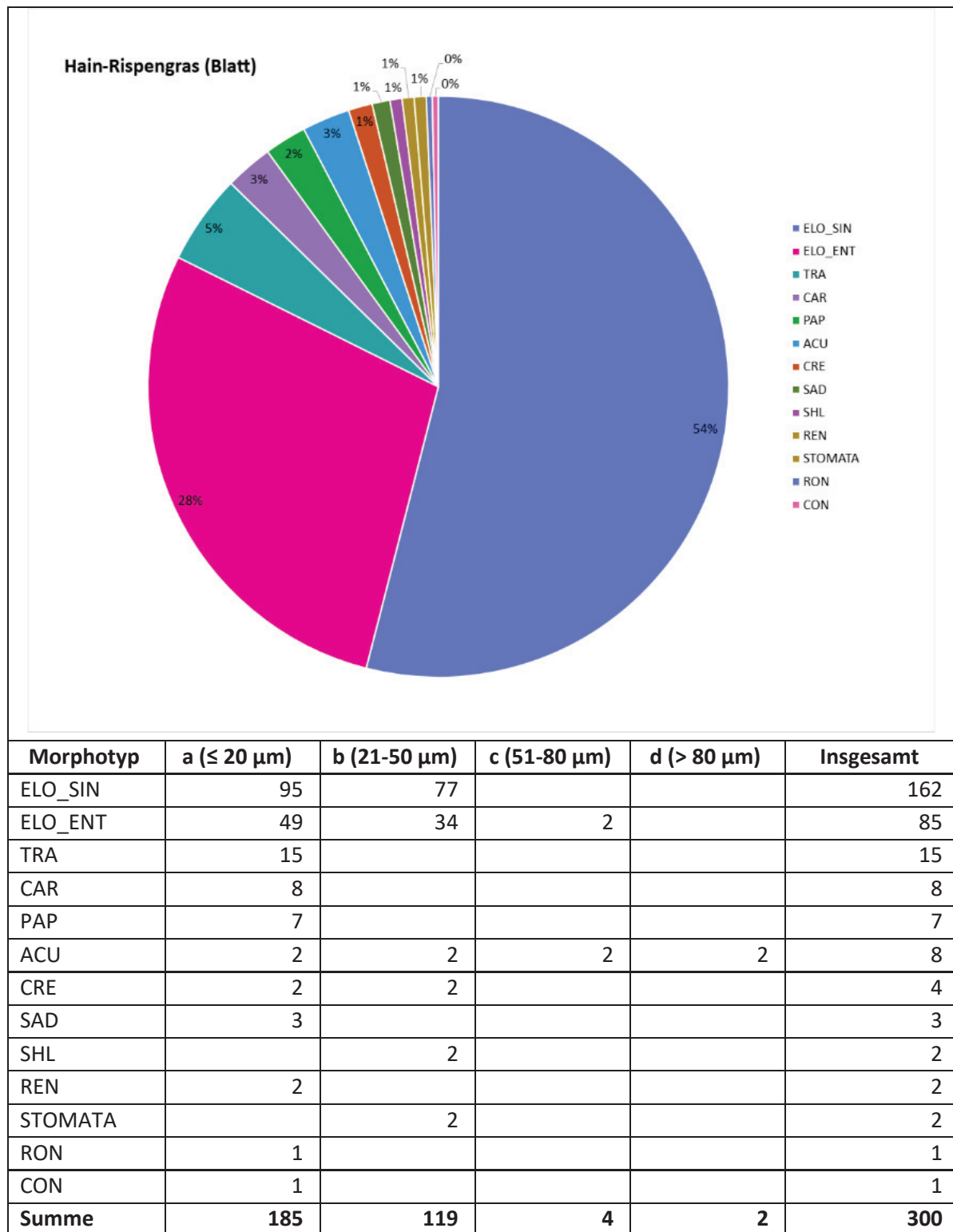
<i>Indikator für Spelzen</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

<i>Indikator für Pooideae</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>CRE</i>	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	c	sporadisch	-	sporadisch
	d	-	-	-
<i>CAR</i>	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

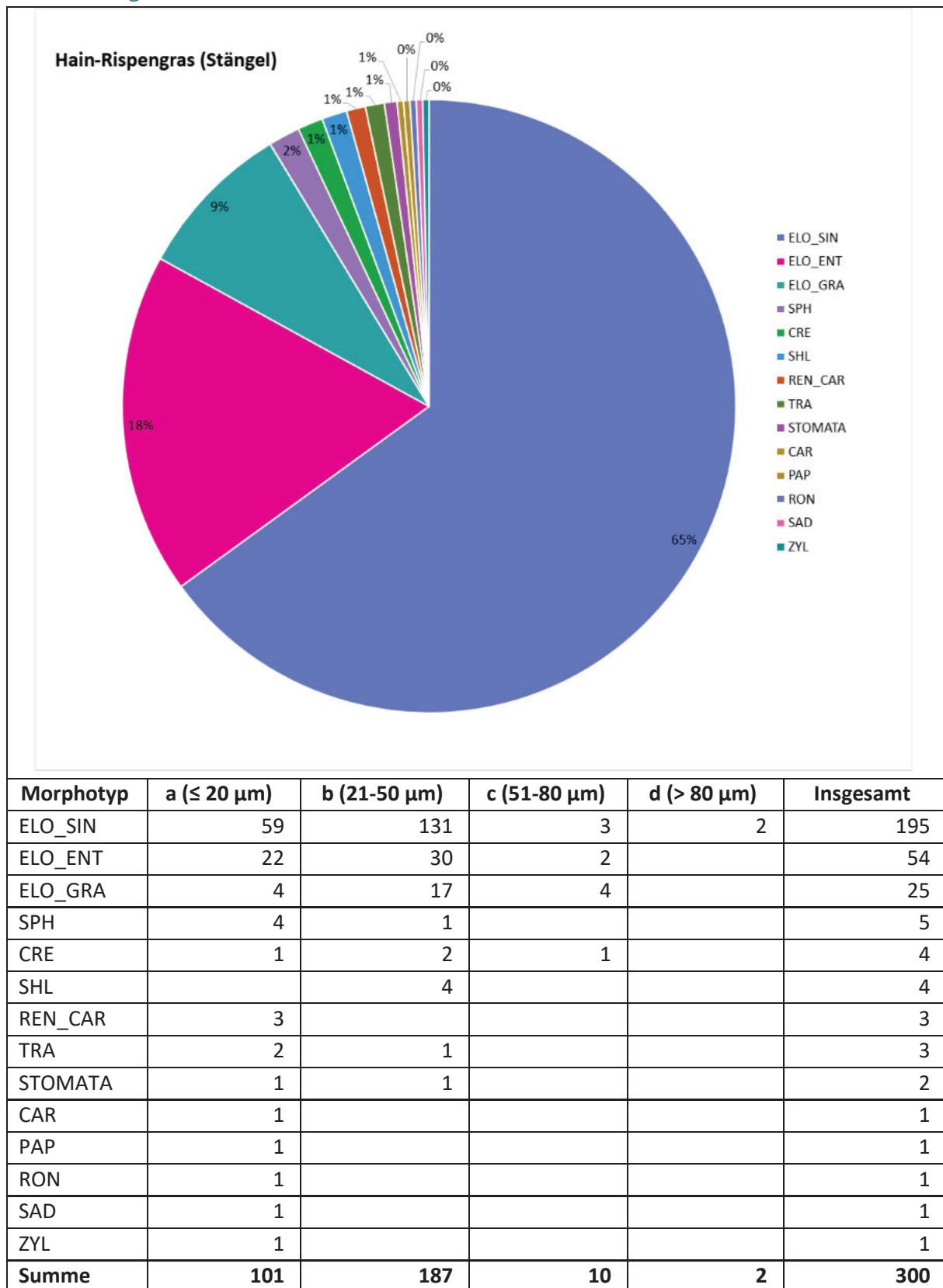
Blüte



Blatt



Stängel



Knolliges Lieschgras *Phleum bertolonii* (A.P. Candolle)

Standort	Brodaer Teiche, Neubrandenburg (S 14)
Wuchshöhe	10-60 (8-100) cm
Verbreitung	trockene, magere, auch steinige, nährstoffarme, oft kalkhaltige Löß- und Sandböden
Zeigerwerte	L7, T6, K5, F4, Rx, N5, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	13	19	20
häufige Morphotypen	ELO_SIN (a, b)	-	ELO_ENT (b)

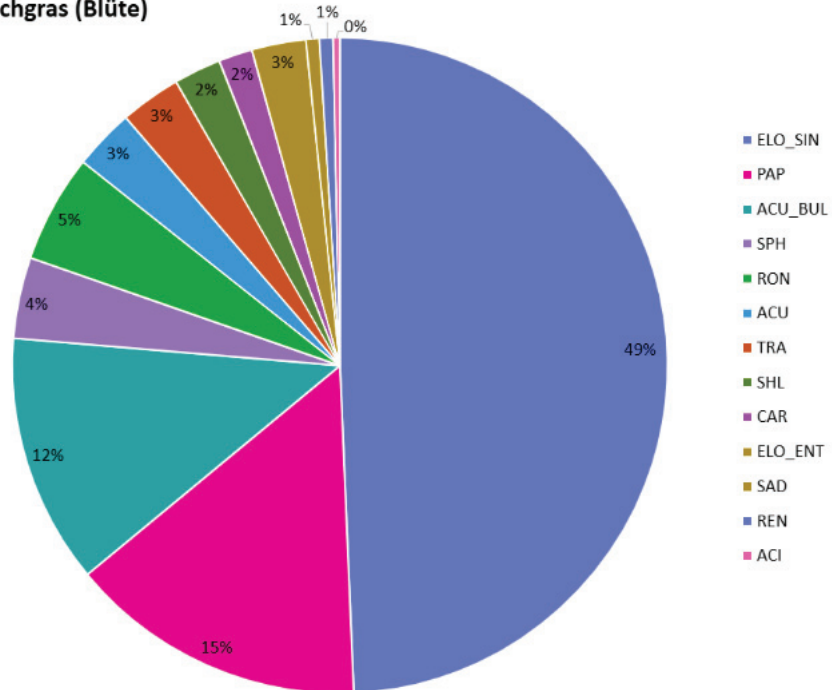
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	-	-	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	vorhanden	Vorhanden	häufig
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	sporadisch
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	vorhanden	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

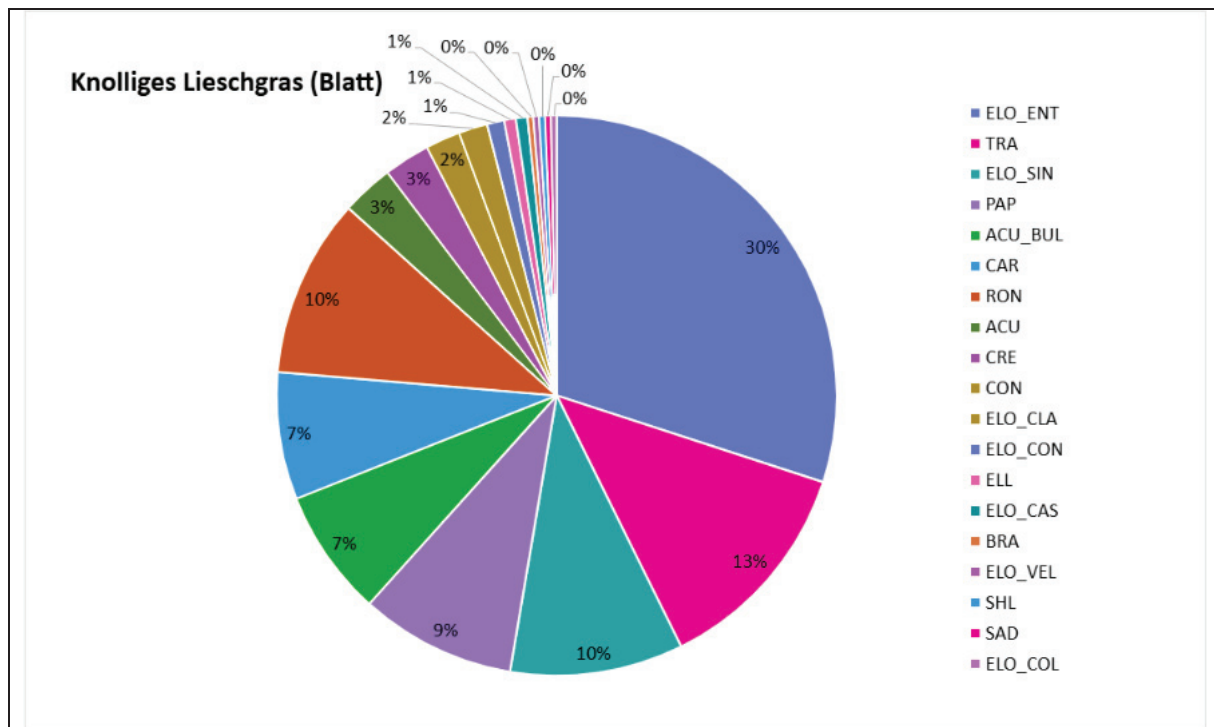
Blüte

Knolliges Lieschgras (Blüte)



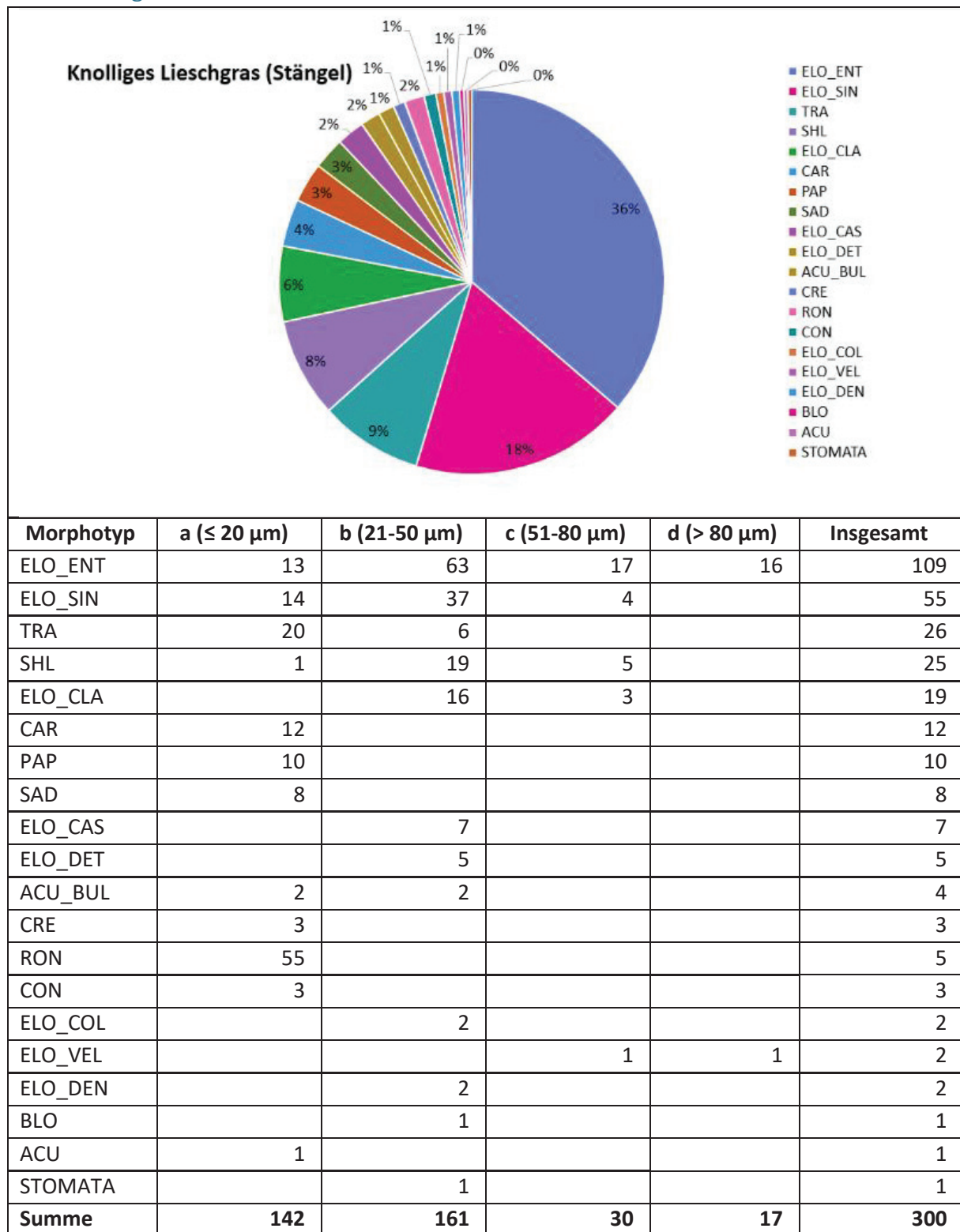
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	84	63	1		148
PAP	44				44
ACU_BUL	21	16			37
SPH	11		1		12
RON	16				16
ACU	9				9
TRA	9				9
SHL		5	1	1	7
CAR	5				5
ELO_ENT	2	4	1	1	8
SAD	2				2
REN	1				1
ACI			1		1
REN		1			1
Summe	204	89	5	2	300

Blatt



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	25	44	12	9	90
TRA	38				38
ELO_SIN	15	14	1		30
PAP	27				27
ACU_BUL	11	11			22
CAR	22				22
RON	31				31
ACU	7	2			9
CRE	3	5			8
CON	6				6
ELO_CLA		5			5
ELO_CON	1	2			3
ELL	2				2
ELO_CAS		2			2
BRA				1	1
ELO_VEL				1	1
SHL		1			1
SAD	1				1
ELO_COL		1			1
Summe	189	87	1	11	300

Stängel



Land-Reitgras *Calamagrostis epigejos* (Linnaeus)

Standort	KGV Wiesenperle e. V., Neubrandenburg (S 11)
Wuchshöhe	60-150 (-200) cm
Verbreitung	mäßig feuchte bis trockene, in der Tiefe stets wasserzügige oder nässestauende, mäßig, nährstoffreiche, humose oder rohe, saure bis kalkreiche, basische, sandig-kiesige bis lehmige Böden
Zeigerwerte	L7, T5, K7, Fx~, Rx, N6, S0

Referenzproben

Auswertung

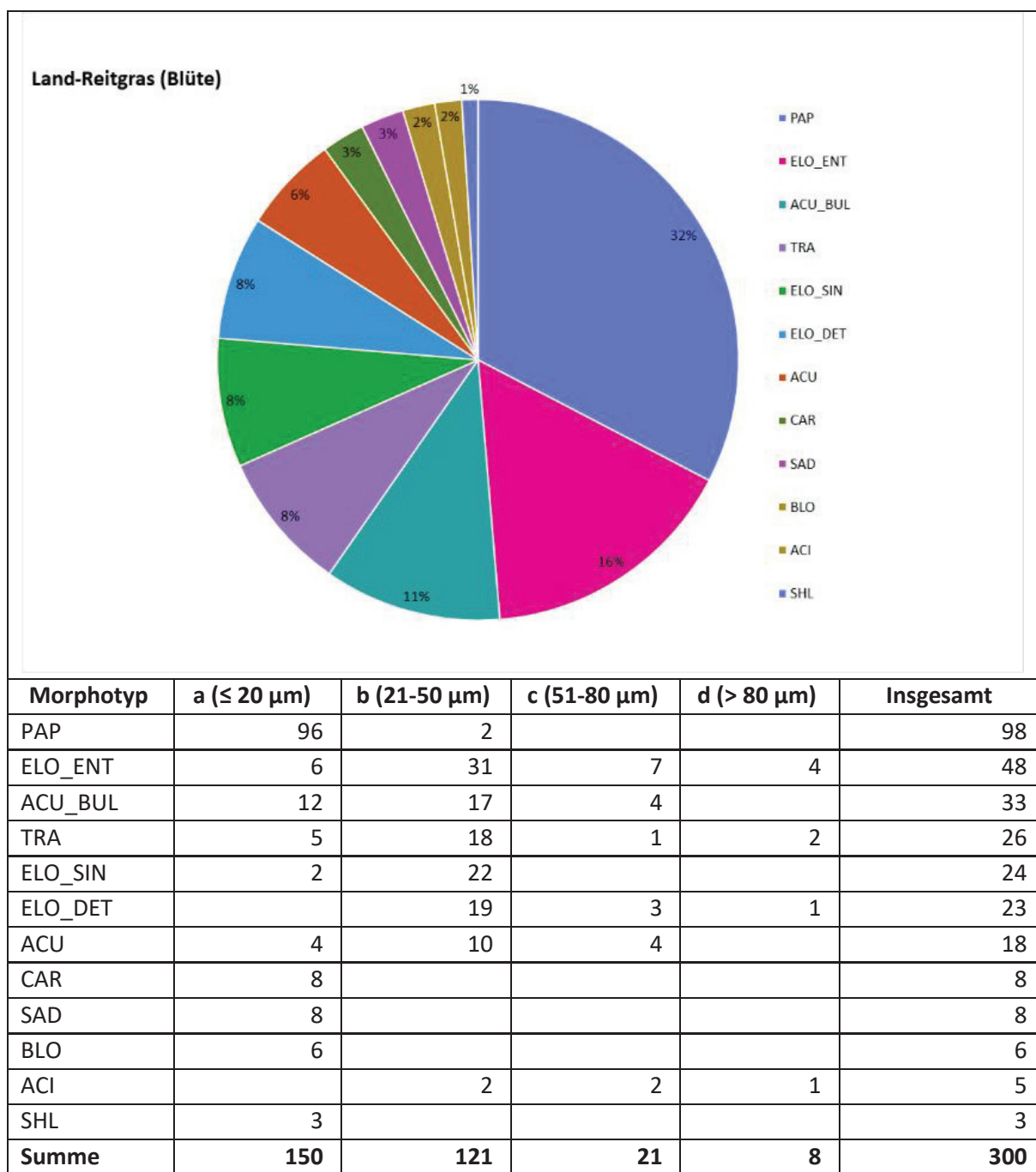
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	12	14	13
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_ENT (b)	ELO_ENT (a, b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	vorhanden	-	-
	c	sporadisch	-	-
	d	sporadisch	-	-

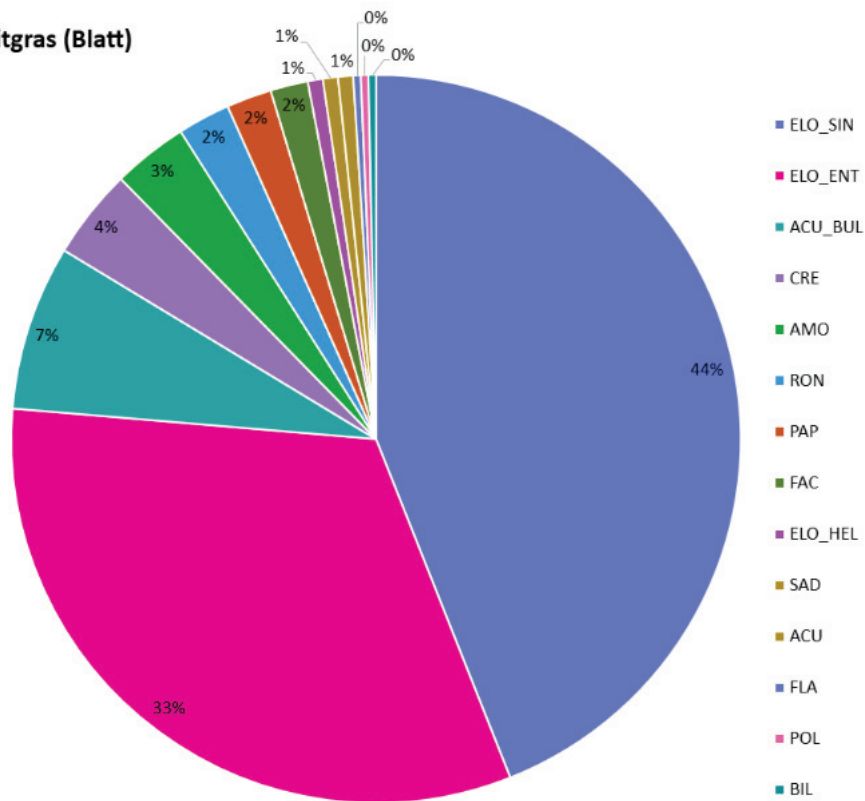
Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	-	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte



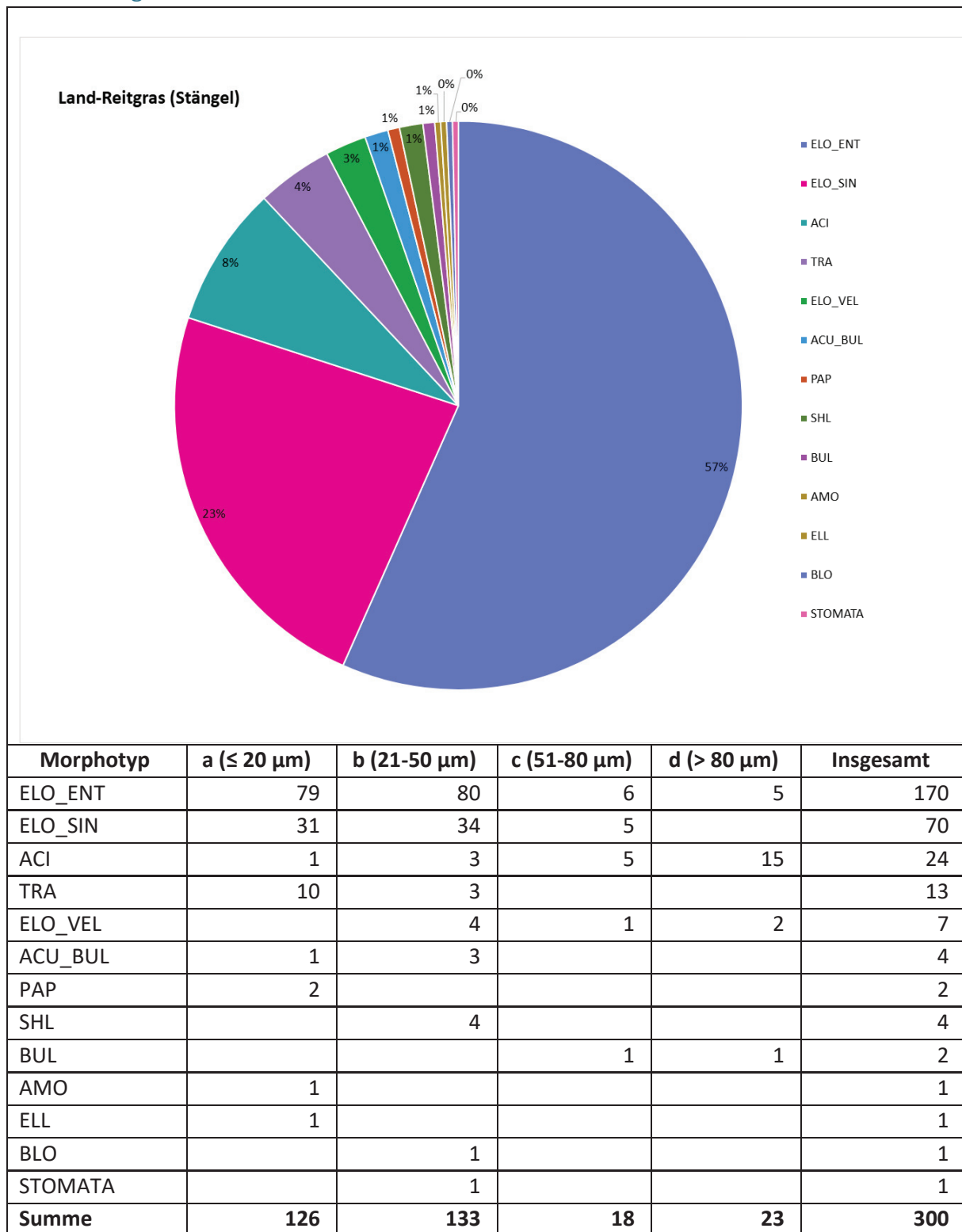
Blatt

Land-Reitgras (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	29	43	30	30	132
ELO_ENT	120	46	19	12	97
ACU_BUL	2	15	3	2	22
CRE	5	7			12
AMO		10			10
RON	6	1			7
PAP	3	3			6
FAC			2	3	5
ELO_HEL		1	1		2
SAD	2				2
ACU	2				2
FLA	1				1
POL		1			1
BIL	1				1
Summe	171	127	55	47	300

Stängel



Mäuseschwanz-Federschwingel *vulpia myuros* (Linnaeus)

Standort	Ackerrand
Wuchshöhe	10-60 cm
Verbreitung	trockene, sommerwarme, mäßig nährstoffreiche und basenreiche, saure, durchlässige Böden
Zeigerwerte	L8, T7, K3, F2, R5, N1, S0

Referenzproben

Auswertung

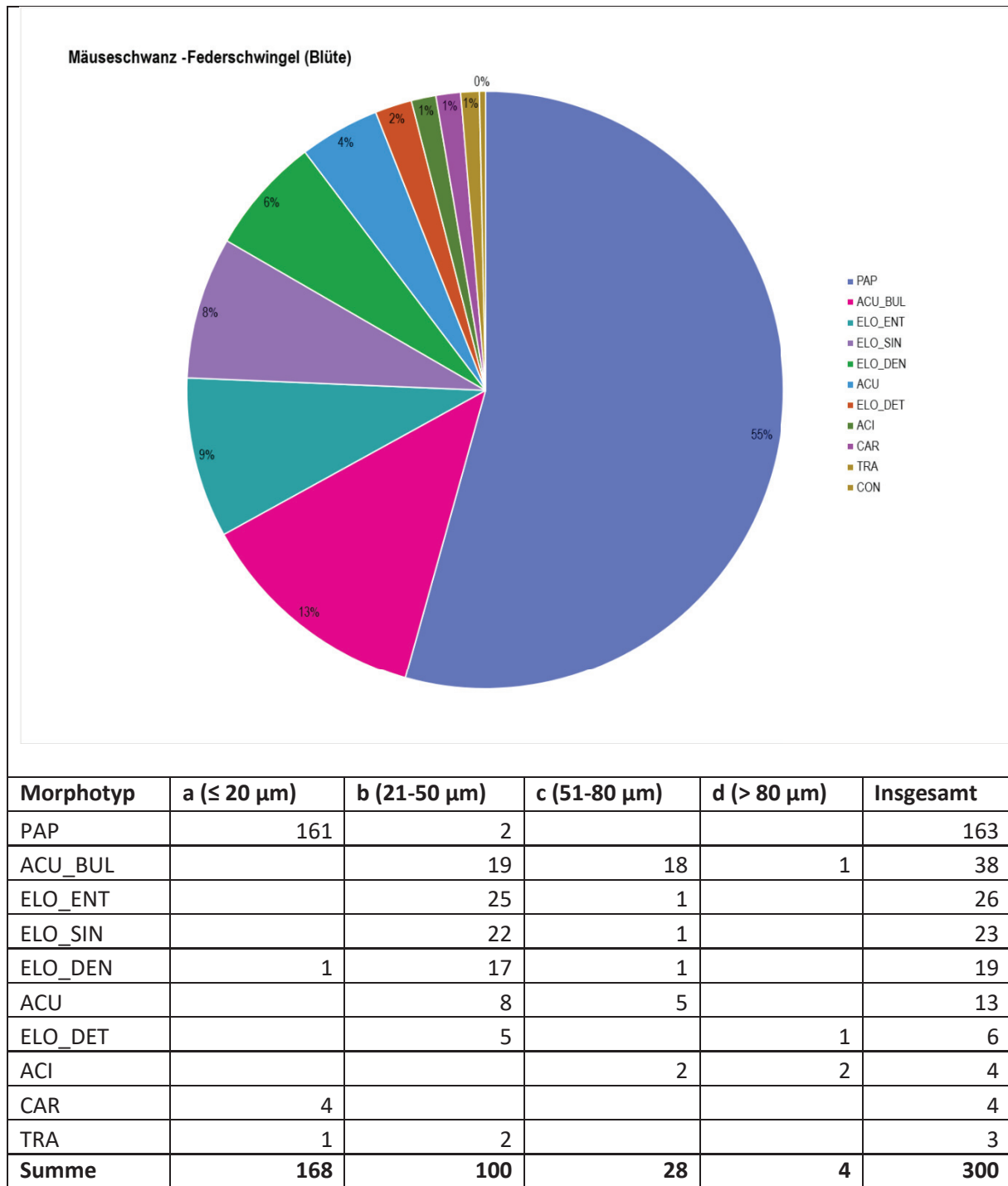
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	11	-	-
häufige Morphotypen	PAP (a)	-	-

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	sporadisch	-	-
	b	vorhanden	-	-
	c	sporadisch	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	sporadisch	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte



Rasen-Schmiele *Deschampsia cespitosa* (Linnaeus)

Standort	Stubbenteich, Burg Stargard (S 16)
Wuchshöhe	20-150 (-200) cm
Verbreitung	feuchte oder nasse, milde bis mäßig saure, humose Lehm- und Tonböden
Zeigerwerte	L6, Tx, Kx, F7, Rx, N3, S0

Referenzproben

Auswertung

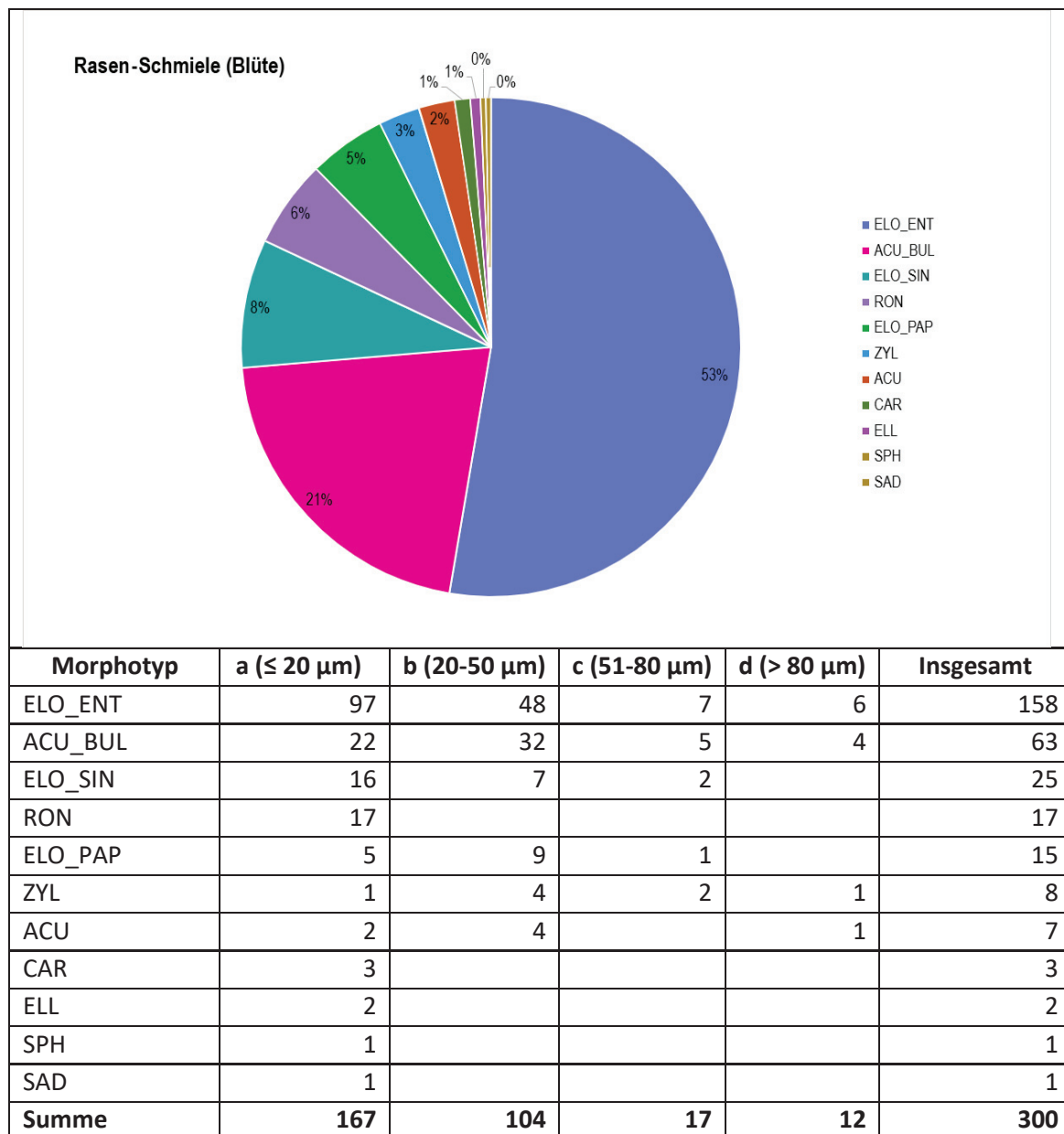
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	11	10	-
häufige Morphotypen	ELO_ENT (a)	ACU_BUL (b) CAR (a) ELO_SIN (b)	-

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	sporadisch	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-

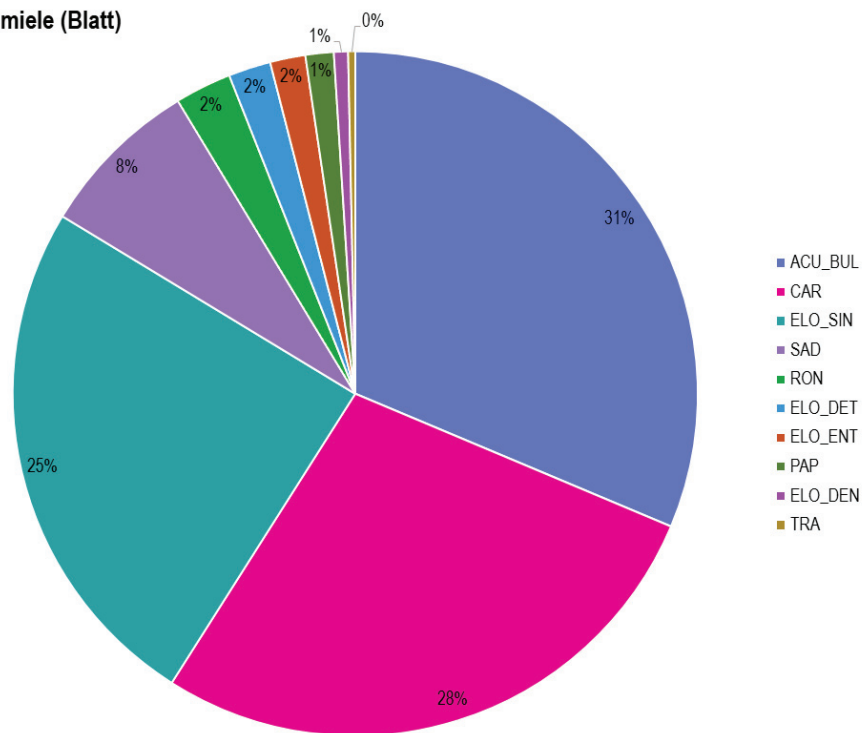
Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	vorhanden	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte



Blatt

Rasen-Schmiele (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ACU_BUL	7	77	4	6	94
CAR	82	1			83
ELO_SIN		68	5	1	74
SAD	23				23
RON	8				8
ELO_DET		3	3		6
ELO_ENT		4	1		5
PAP	4				4
ELO_DEN				2	2
TRA		1			1
Summe	124	154	13	9	300

Rohr-Glanzgras *Phalaris arundinacea* (Linnaeus)

<i>Standort</i>	Ölmühlenbach, Neubrandenburg (S 12)
<i>Wuchshöhe</i>	60-200 cm
<i>Verbreitung</i>	sickernasse, nährstoff- und stickstoffreiche, basenreiche, meist sandig-kiesige Tonböden
<i>Zeigerwerte</i>	L7, T5, Kx, F8~, R7, N7, S0

Referenzproben

Auswertung

	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>Anzahl Morphotypen</i>	15	15	10
<i>häufige Morphotypen</i>	ELO_ENT (a, b)	ELO_ENT (a, b)	ELO_ENT (a, b)

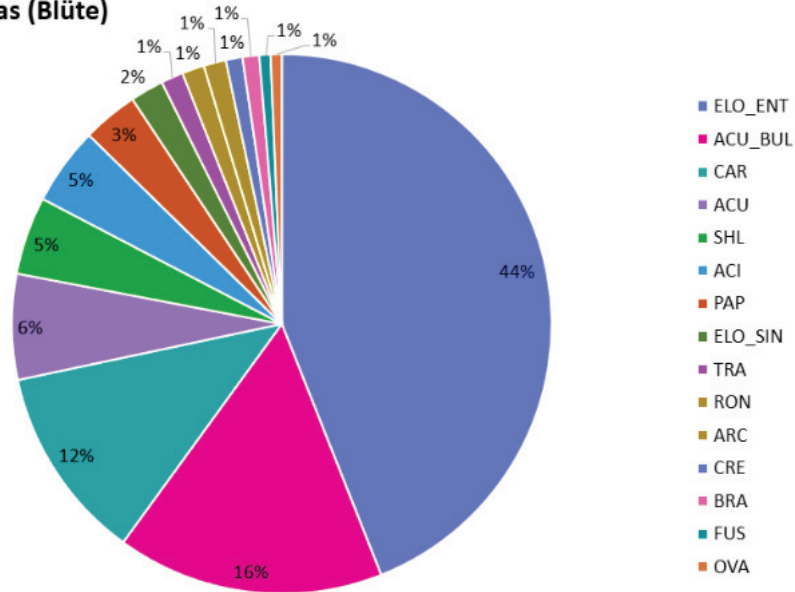
Morphotypen als Indikatorfunktion

<i>Indikator für Spelzen</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

<i>Indikator für Pooideae</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>CRE</i>	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	sporadisch	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>CAR</i>	a	vorhanden	sporadisch	sporadisch
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

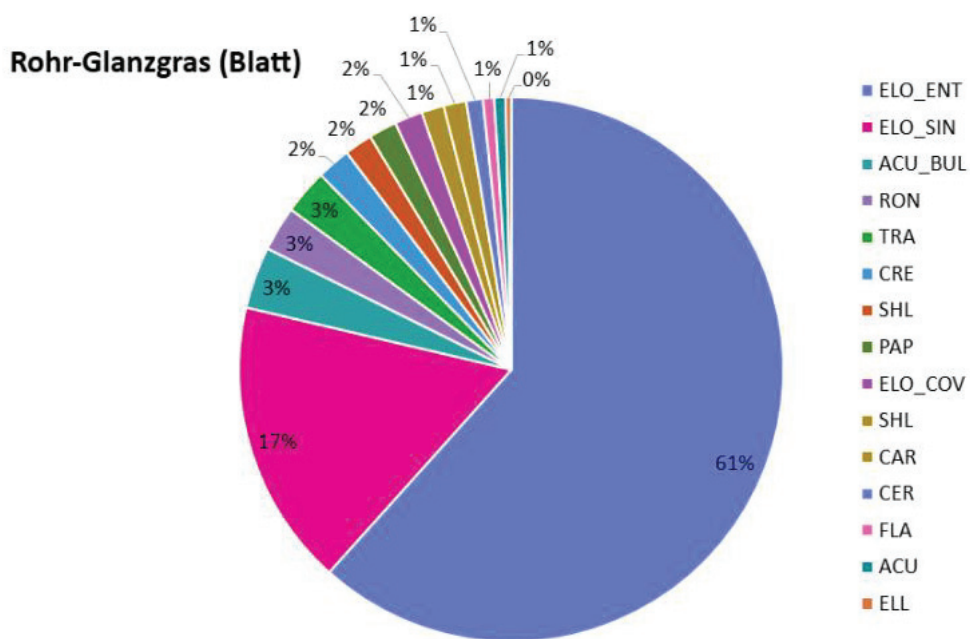
Blüte

Rohr-Glanzgras (Blüte)



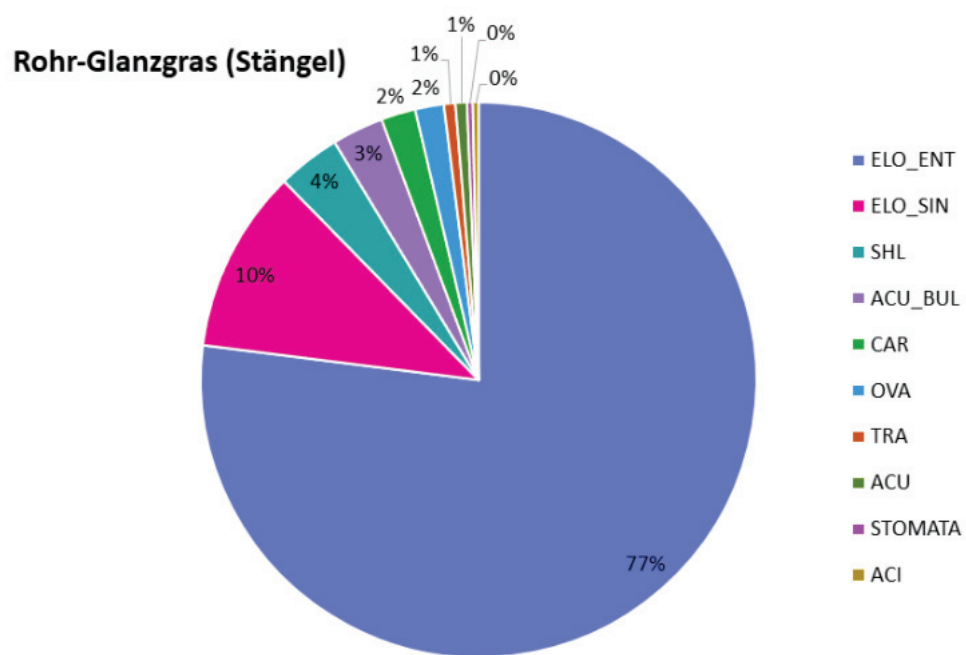
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	62	68	1	1	132
ACU_BUL	24	23		1	48
CAR	34	1			35
ACU	9	8	1		19
SHL	6	6	2		14
ACI		8	3	3	14
PAP	10				10
ELO_SIN	1	5			6
TRA	3	1			4
RON	4				4
ARC	1			3	4
CRE	1	2			3
BRA		3			3
FUS	2				2
OVA	1	1			2
Summe	158	126	7	8	300

Blatt



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	78	102	4	1	185
ELO_SIN	20	30		2	51
ACU_BUL	4	7			11
RON	8				8
TRA	8				8
CRE	1	6			6
SHL		5			5
PAP	5				5
ELO_COV		5			5
SHL		4			4
CAR	4				4
CER	2		1		3
FLA	2				2
ACU	2				2
ELL	1				1
Summe	135	159	5	3	300

Stängel



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	121	84	14	12	231
ELO_SIN	6	11	7	8	32
SHL	4	6	1		11
ACU_BUL	7	2			9
CAR	6				6
OVA	2	2	1		5
TRA	2				2
ACU	1		1		2
STOMATA		1			1
ACI				1	1
Summe	149	106	24	21	300

Rot-Straußgras *Agrostis capillaris* (Linnaeus)

Standort	Chausseestraße, Wolgast (S 10)
Wuchshöhe	15-80 cm
Verbreitung	frische bis mäßig trockene, nährstoffarme, milde bis schwach saure, modrig-humose, lehmige bis steinige Böden
Zeigerwerte	L5, Tx, K5, F5, R5, N4, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	10	15	19
häufige Morphotypen	ELO_SIN (b) PAP (a)	ELO_SIN (b)	ELO_ENT (b)

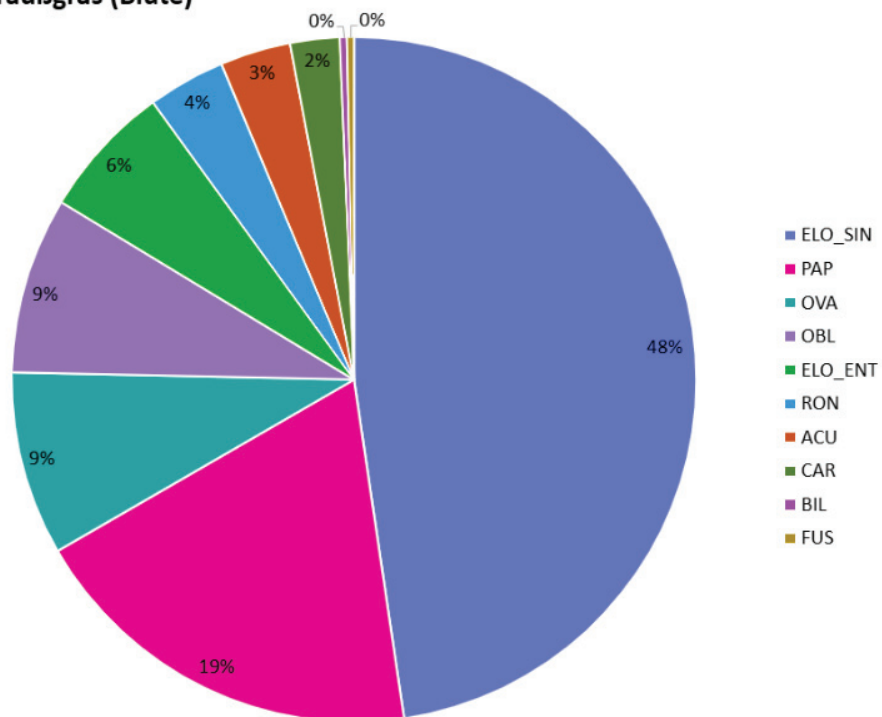
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	vorhanden	sporadisch	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	vorhanden	sporadisch
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	vorhanden	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	vorhanden	-	-
	b	-	-	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-

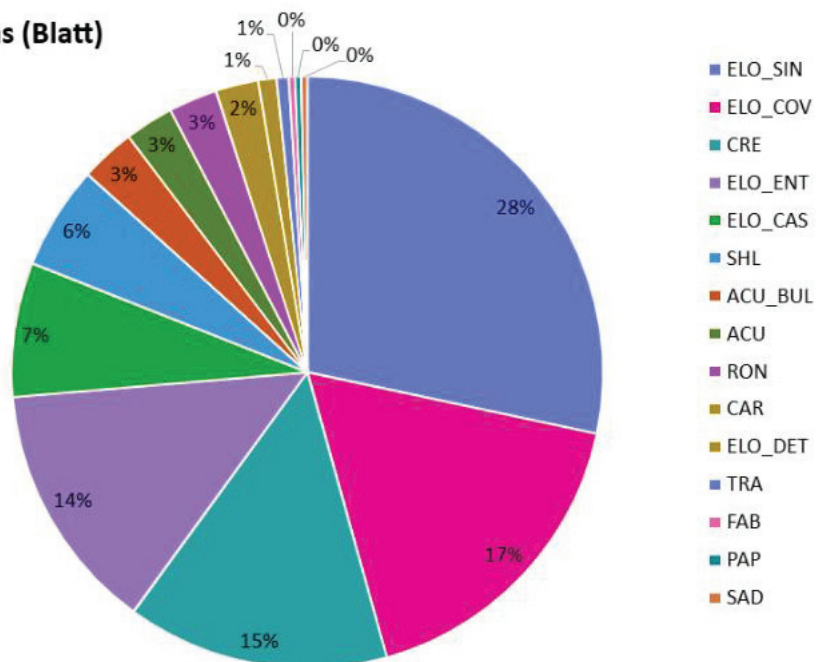
Blüte

Rot-Straußgras (Blüte)



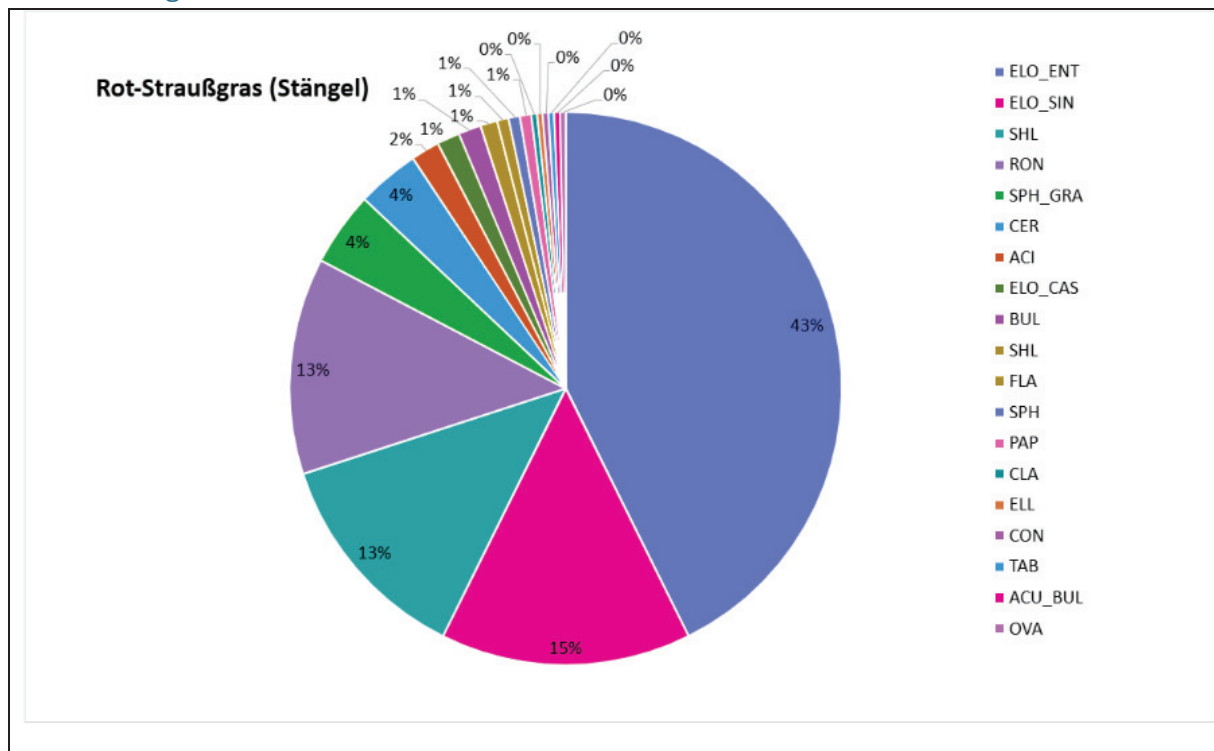
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	5	113	20	5	143
PAP	57				57
OVA	26				26
OBL	25				25
ELO_ENT	2	13	2	2	19
RON	11				11
ACU		9	1		10
CAR	7				7
BIL	1				1
FUS	1				1
Summe	135	135	23	7	300

Rot-Straußgras (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	11	50	21	3	85
ELO_COV	7	45			52
CRE	34	7		2	43
ELO_ENT	6	24	9	2	41
ELO_CAS		18	4		22
SHL	7	4	4	2	17
ACU_BUL	1	6	2		9
ACU	2	3	3		8
RON	8				8
CAR	7				7
ELO_DET		3			3
TRA	2				2
FAB	1				1
PAP	1				1
SAD	1				1
Summe	88	160	43	9	300

Stängel



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	7	83	29	9	128
ELO_SIN	10	25	8	1	44
SHL	8	22	8		38
RON	38				38
SPH_GRA	13				13
CER	6	5			11
ACI		2	3		5
ELO_CAS	4				4
BUL	1	2	1		4
SHL	1	1		1	3
FLA	2				2
SPH	2				2
PAP	2				2
CLA		1			1
ELL		1			1
CON	1				1
TAB		1			1
ACU_BUL	1				1
OVA	1				1
Summe	97	1	49	11	300

Rot-Schwengel *Festuca rubra* (Linnaeus)

Standort	Ihlenfelder Hänge, Neubrandenburg (S 6)
Wuchshöhe	20-80 (-110) cm
Verbreitung	frische bis feuchte, nährstoffreiche und basenreiche, oft humose Lehm- und Tonböden
Zeigerwerte	Lx, Tx, K5, F6, R6, Nx, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	11	14	14
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_SIN (b)	ELO_SIN (b)

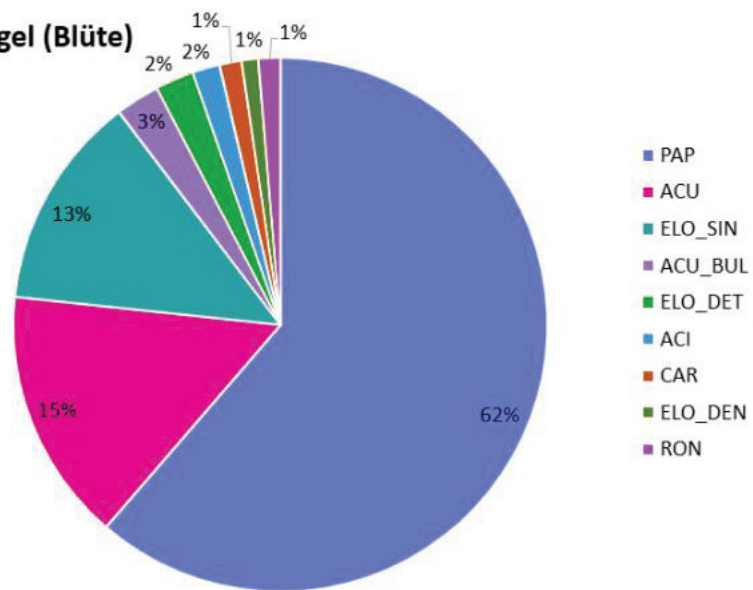
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	sporadisch	-	-
	b	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	c	-	sporadisch	-
	d	-	sporadisch	sporadisch

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	vorhanden	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	-	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

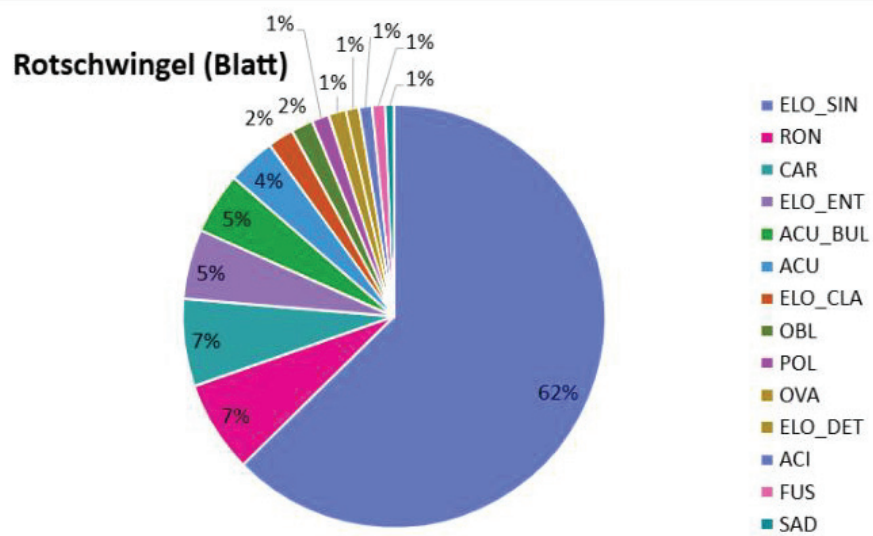
Blüte

Rotschwingel (Blüte)



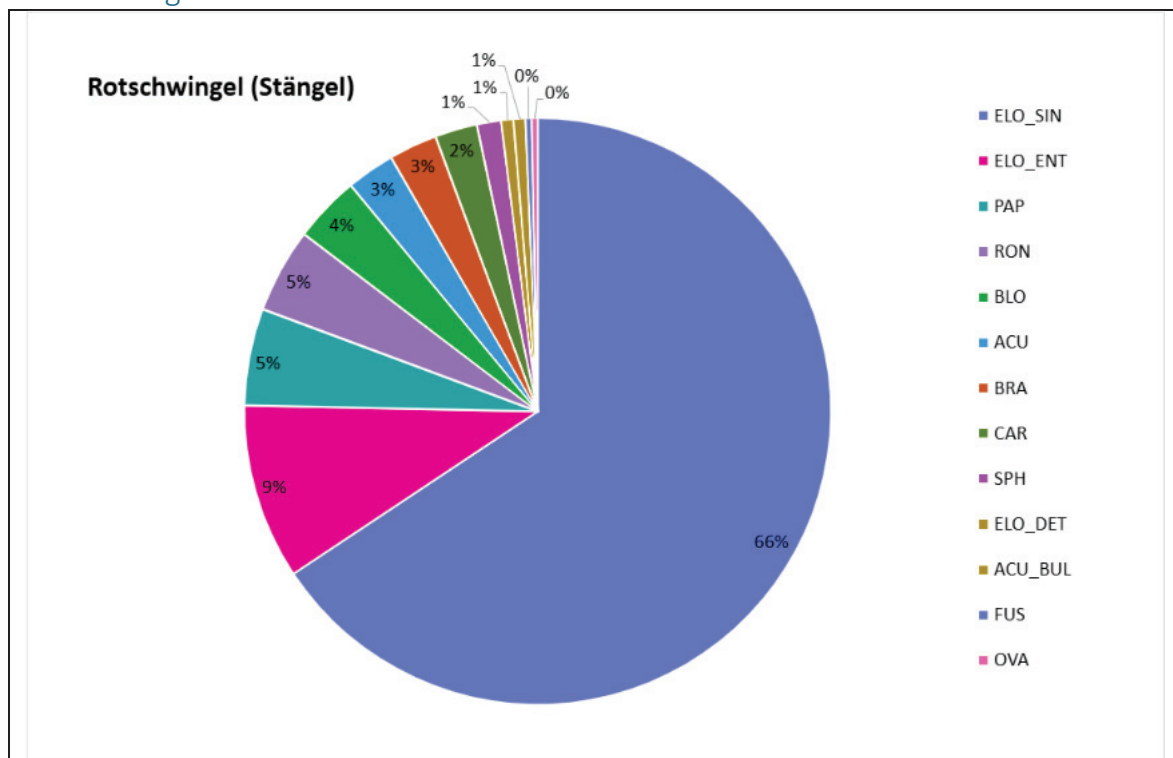
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	184				184
ACU	10	32	4		46
ELO_SIN	13	22	4		39
ACU_BUL	3	5			8
ELO_DET	1	6			7
ACI		3	1	1	5
CAR	4				4
ELO_DEN		3			3
RON	4				4
Summe	219	71	9	1	300

Blatt



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	19	152	17		188
RON	21				21
CAR	20				20
ELO_ENT		8	7	1	16
ACU_BUL		12	2		14
ACU		10	1		11
ELO_CLA		4	2		6
OBL	5				5
POL		4			4
OVA	4				4
ELO_DET		1	1	1	3
ACI		3			3
FUS	1	2			3
SAD	2				2
Summe	72	196	30	2	300

Stängel



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	25	154	16	2	197
ELO_ENT	5	12	9	3	29
PAP	16				16
RON	14				14
BLO	6	5			11
ACU		7	1		8
BRA		3	3	2	8
CAR	7				7
SPH	4				4
ELO_DET		1		1	2
ACU_BUL		1	1		2
FUS			1		1
OVA	1				1
Summe	78	183	31	8	300

Schaf-Schwingel *Festuca ovina* (Linnaeus)

Standort	Katharinenviertel (Mühlendamm), Neubrandenburg (S 8)
Wuchshöhe	5-30 (-60) cm
Verbreitung	nährstoffarme und basenarme, trockene, gewöhnlich mäßig saure, humose Sand- oder Lehmböden
Zeigerwerte	L7, Tx, K3, Fx, R3, N1, S0b

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	8	13	13
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_SIN (b), CAR (a)	ELO_SIN (b)

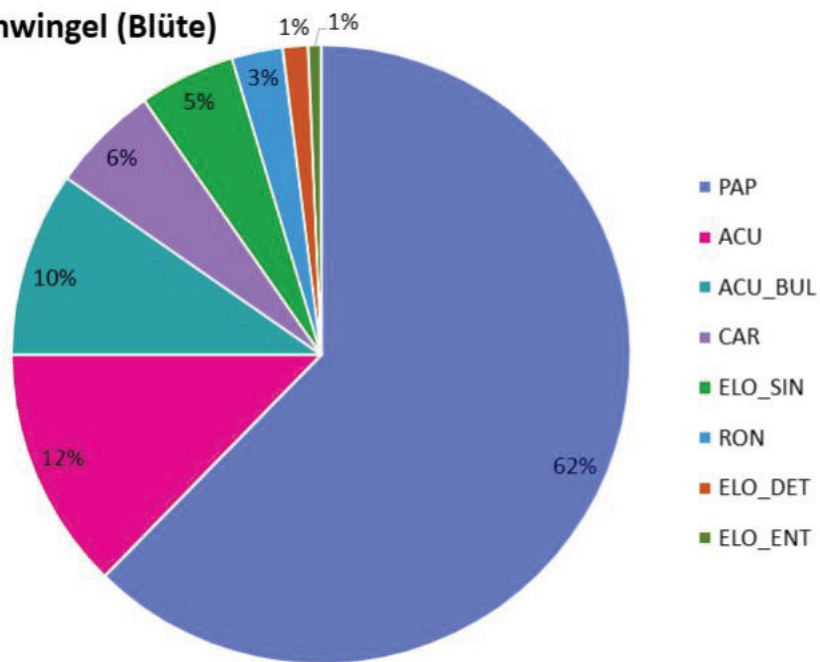
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	sporadisch	-	-
	b	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	c	-	sporadisch	sporadisch
	d	-	-	sporadisch

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	vorhanden	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	c	sporadisch	-	sporadisch
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	häufig	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

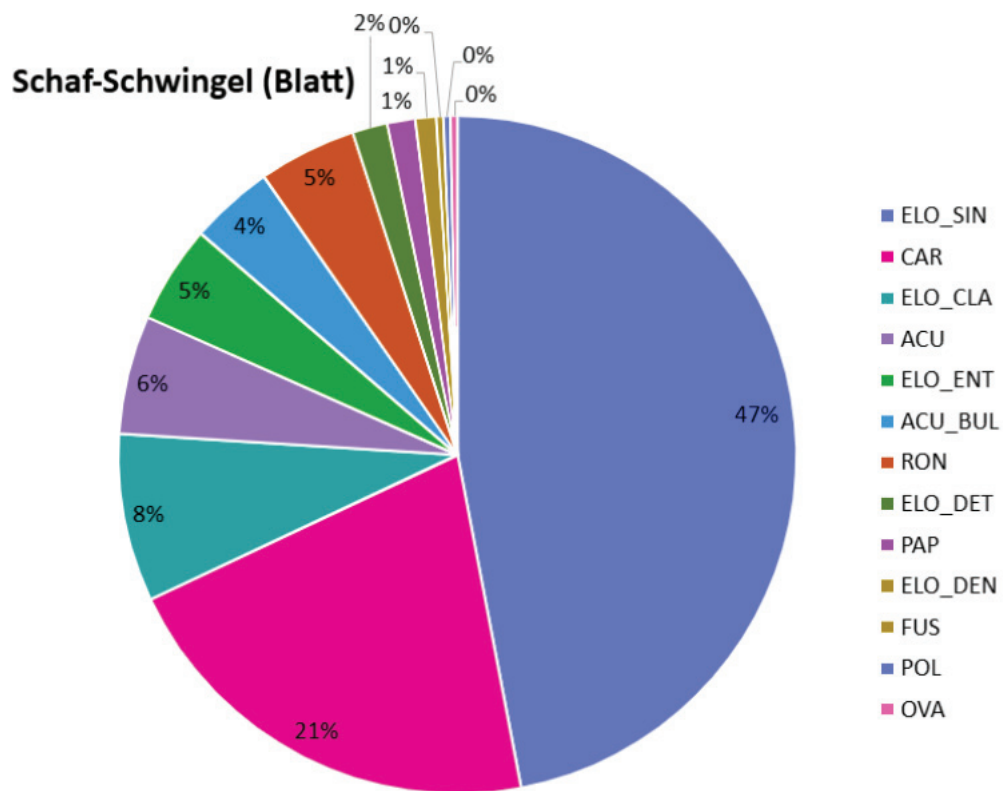
Blüte

Schaf-Schwingel (Blüte)



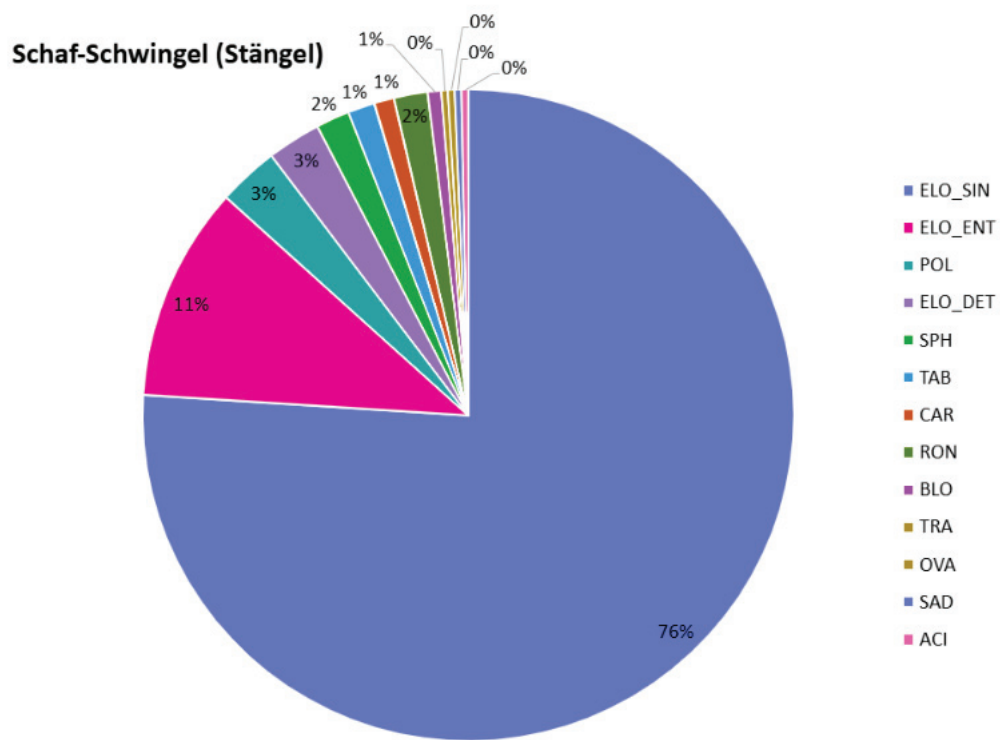
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	187				187
ACU	7	26	5		38
ACU_BUL	11	18			29
CAR	17				17
ELO_SIN		11	4		15
RON	8				8
ELO_DET	1	3			4
ELO_ENT		2			2
Summe	231	60	9	0	300

Blatt



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	12	111	16	2	141
CAR	63				63
ELO_CLA		19	5		24
ACU	3	12	1	1	17
ELO_ENT	3	8	3		14
ACU_BUL	7	4	1		12
RON	14				14
ELO_DET		2	3		5
PAP	4				4
ELO_DEN		1	2		3
FUS		1			1
POL		1			1
OVA	1				1
Summe	107	159	31	3	300

Stängel



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	9	178	38	3	228
ELO_ENT		16	10	6	32
POL	4	5			9
ELO_DET		5	1	2	8
SPH	5				5
TAB	1	3			4
CAR	3				3
RON	5				5
BLO		2			2
TRA		1			1
OVA	1				1
SAD	1				1
ACI				1	1
Summe	29	210	49	12	300

Taube Trespe *Bromus sterilis* (Linnaeus)

Standort	Versuchsfläche Hochschule Haus 3, Neubrandenburg (S 13)
Wuchshöhe	15-100 cm
Verbreitung	mäßig trockene bis frische, nährstoffreiche, meist humusarme, schwach saure, lockere, sandige Lehmböden
Zeigerwerte	L7, T6, K4, F4, Rx, N5, S0

Referenzproben

Auswertung

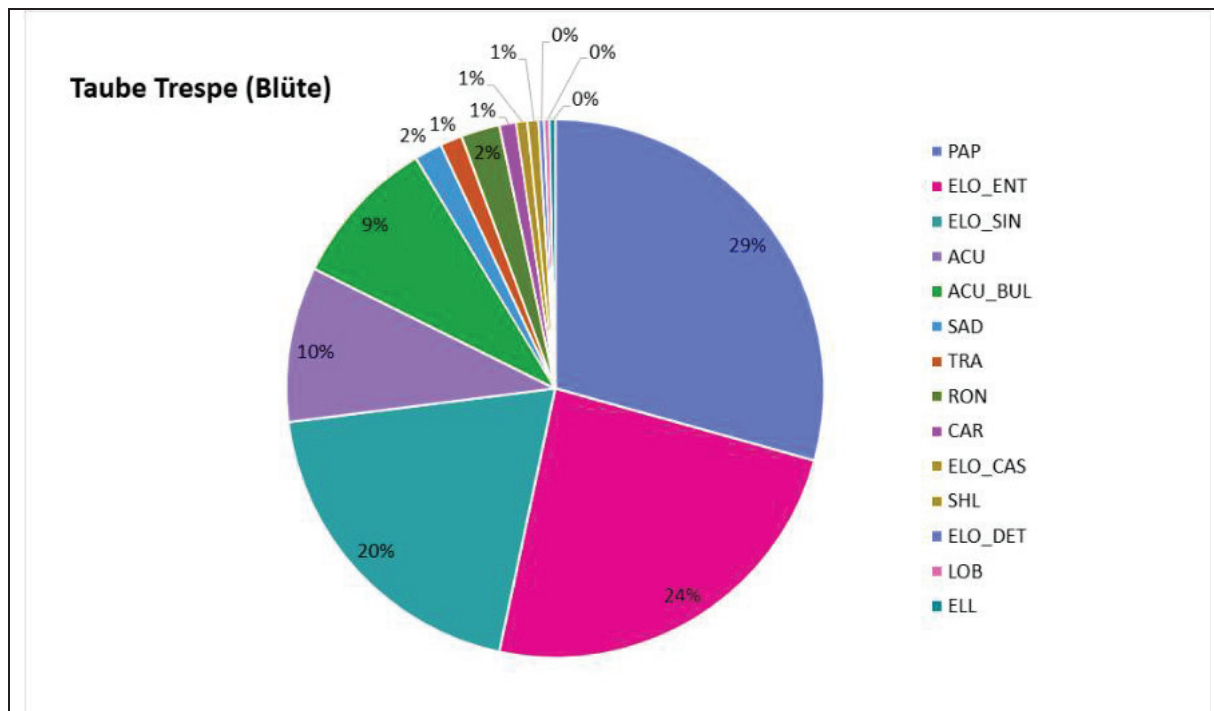
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	14	12	14
häufige Morphotypen	PAP (a), ELO_ENT(a)	ELO_ENT (a) ELO_SIN (a)	ELO_SIN (a, b) ELO_ENT (a, b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	-	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

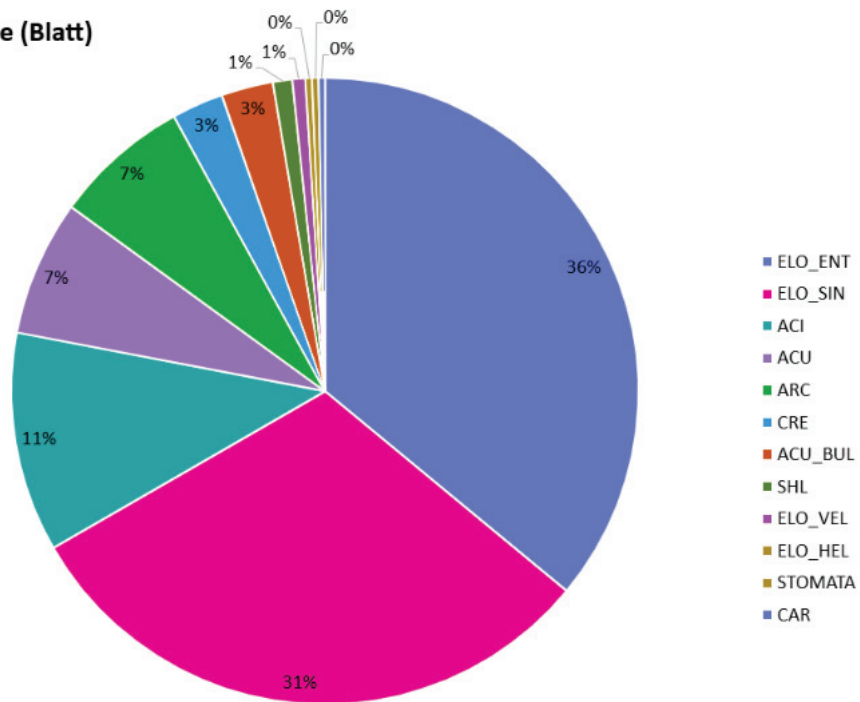
Blüte



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	88				88
ELO_ENT	52	20			72
ELO_SIN	47	12			59
ACU	9	17	2		28
ACU_BUL	25	2			27
SAD	5				5
TRA	4				4
RON	7				7
CAR	3				3
ELO_CAS		2			2
SHL		2			2
ELO_DET		1			1
LOB	1				1
ELL	1				1
Summe	242	56	2	0	300

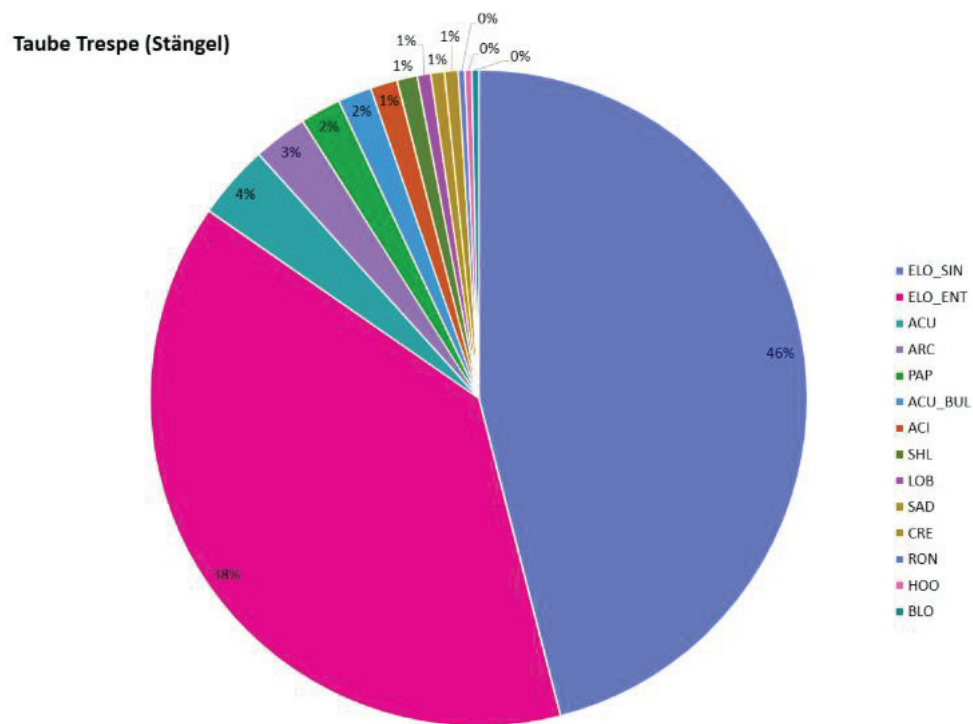
Blatt

Taube Trespe (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	61	47			108
ELO_SIN	74	18			92
ACI	1	2	16	15	34
ACU	5	6	9	1	21
ARC		7	10	4	21
CRE	3	3	2		8
ACU_BUL	5	2	1		8
SHL		3			3
ELO_VEL		2			2
ELO_HEL		1			1
STOMATA		1			1
CAR	1				1
Summe	150	92	38	20	300

Stängel



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	55	74	8	1	138
ELO_ENT	62	52	2		116
ACU	1	5	3	2	11
ARC		2	4	2	8
PAP	6				6
ACU_BUL	5				5
ACI			1	3	4
SHL		1	2		3
LOB	2				2
SAD	2				2
CRE		2			2
RON	1				1
HOO		1			1
BLO		1			1
Summe	134	138	20	8	300

Wald-Flattergras *Milium effusum* (Linnaeus)

Standort	Brodaer Holz (Belvedere), Neubrandenburg (S 4)
Wuchshöhe	60-120 (-160) cm
Verbreitung	frische bis feuchte, nährstoffreiche, lockere, neutrale bis schwach saure, humose, steinige, sandige oder reine Lehm Böden, auf Kalk nur bei reicher Humusbedeckung
Zeigerwerte	L4, Tx, K3, F5, R5, N5, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	12	11	11
häufige Morphotypen	ELO_SIN (b)	ELO_SIN (b) ELO_ENT (b, d)	ELO_SIN (b) ELO_ENT (b)

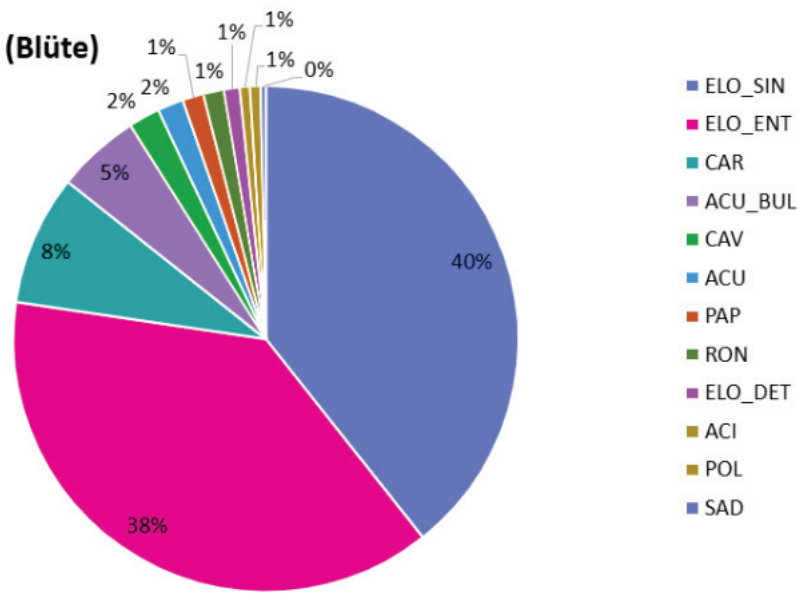
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	sporadisch
	c	-	-	-
	d	sporadisch	sporadisch	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	sporadisch	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	sporadisch	-
	d	-	sporadisch	-
CAR	a	vorhanden	vorhanden	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte

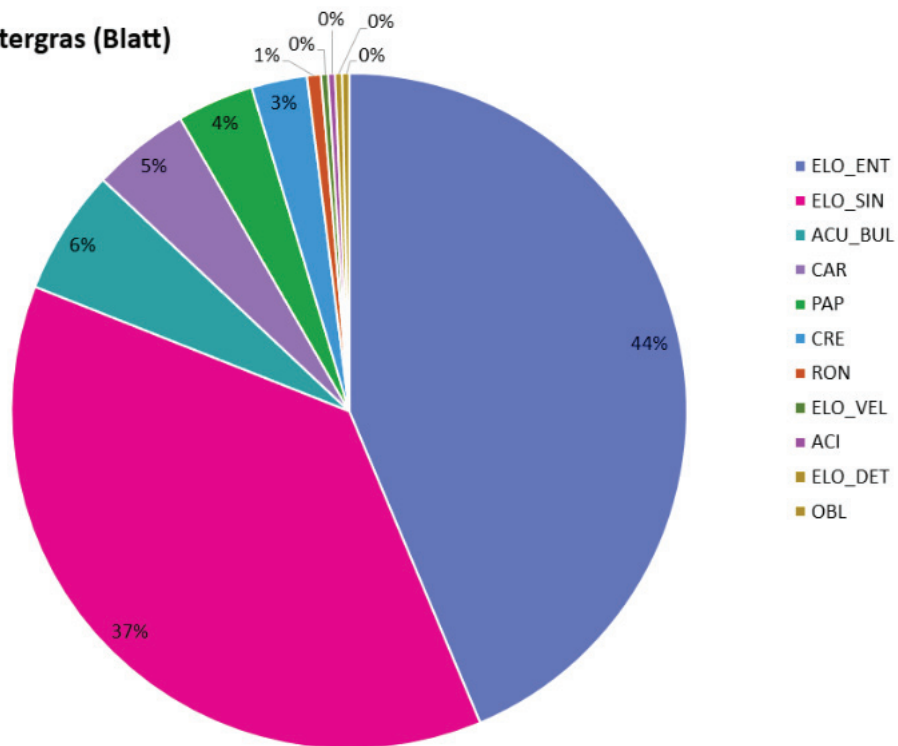
Wald-Fluttergras (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	6	89	18	5	118
ELO_ENT		48	32	34	114
CAR	25				25
ACU_BUL	5	11			16
CAV	6				6
ACU	3	2			5
PAP	4				4
RON	4				4
ELO_DET		1		2	3
ACI		1	1		2
POL		2			2
SAD	1				1
Summe	54	154	51	41	300

Blatt

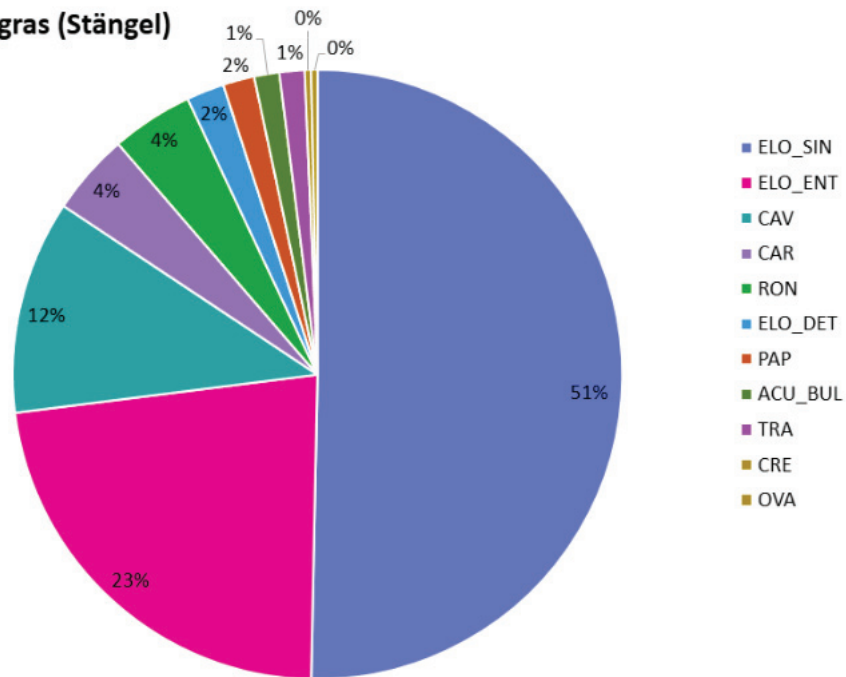
Wald-Flattergras (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	3	66	53	9	131
ELO_SIN	5	93	14		112
ACU_BUL	1	14	3		18
CAR	14				14
PAP	11				11
CRE		2	4	2	8
RON	2				2
ELO_VEL			1		1
ACI		1			1
ELO_DET				1	1
OBL	1				1
Summe	37	176	75	12	300

Stängel

Wald-Fluttergras (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	10	132	9		151
ELO_ENT		52	15	1	68
CAV	34				34
CAR	13				13
RON	13				13
ELO_DET		5		1	6
PAP	5				5
ACU_BUL	1	3			4
TRA	3	1			4
CRE		1			1
OVA	1				1
Summe	80	194	24	2	300

Wald-Zwenke *Brachypodium sylvaticum* (Hudson)

Standort	KGV Wiesenperle e. V. (S 11)
Wuchshöhe	40-120 cm hoch
Verbreitung	sandige oder reine Lehm- und Tonböden
Zeigerwerte	L3, T5, K3, F5, R6, N6, S0

Referenzproben

Auswertung

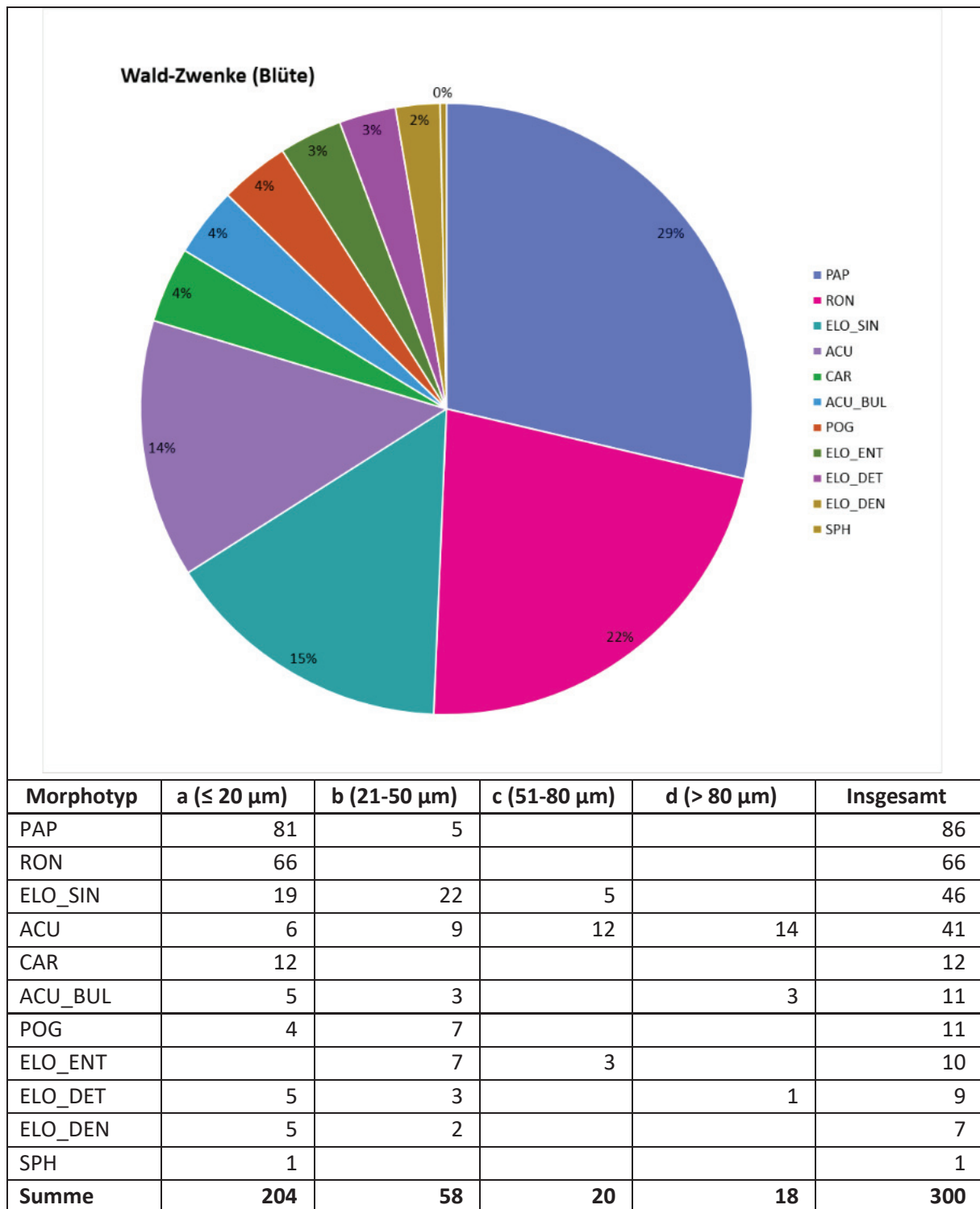
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	11	17	9
häufige Morphotypen	PAP (a) RON (a)	ELO_SIN (a) ELO_ENT (a)	ELO_SIN (b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

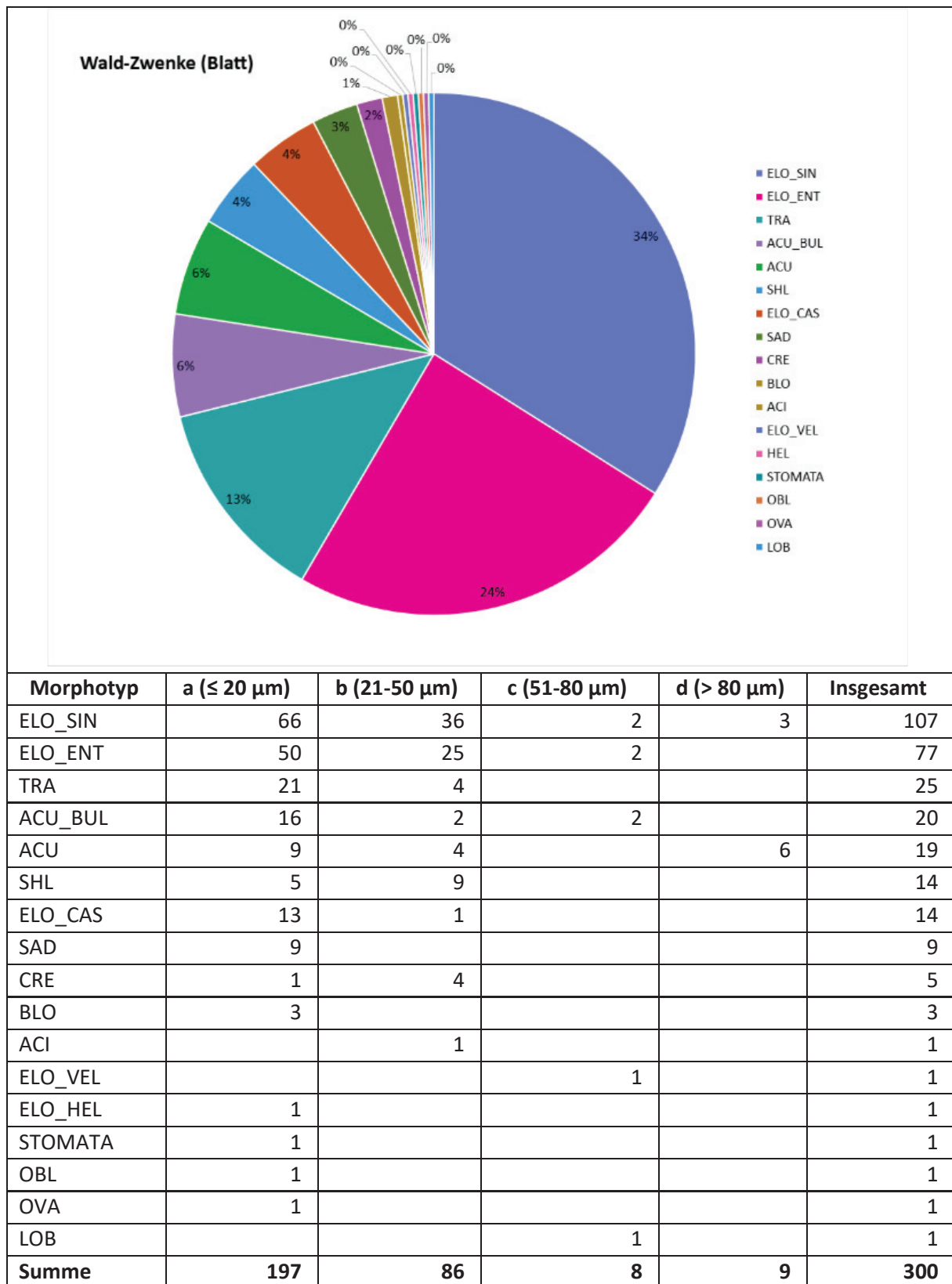
Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	sporadisch	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	sporadisch	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	häufig	-	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	-	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

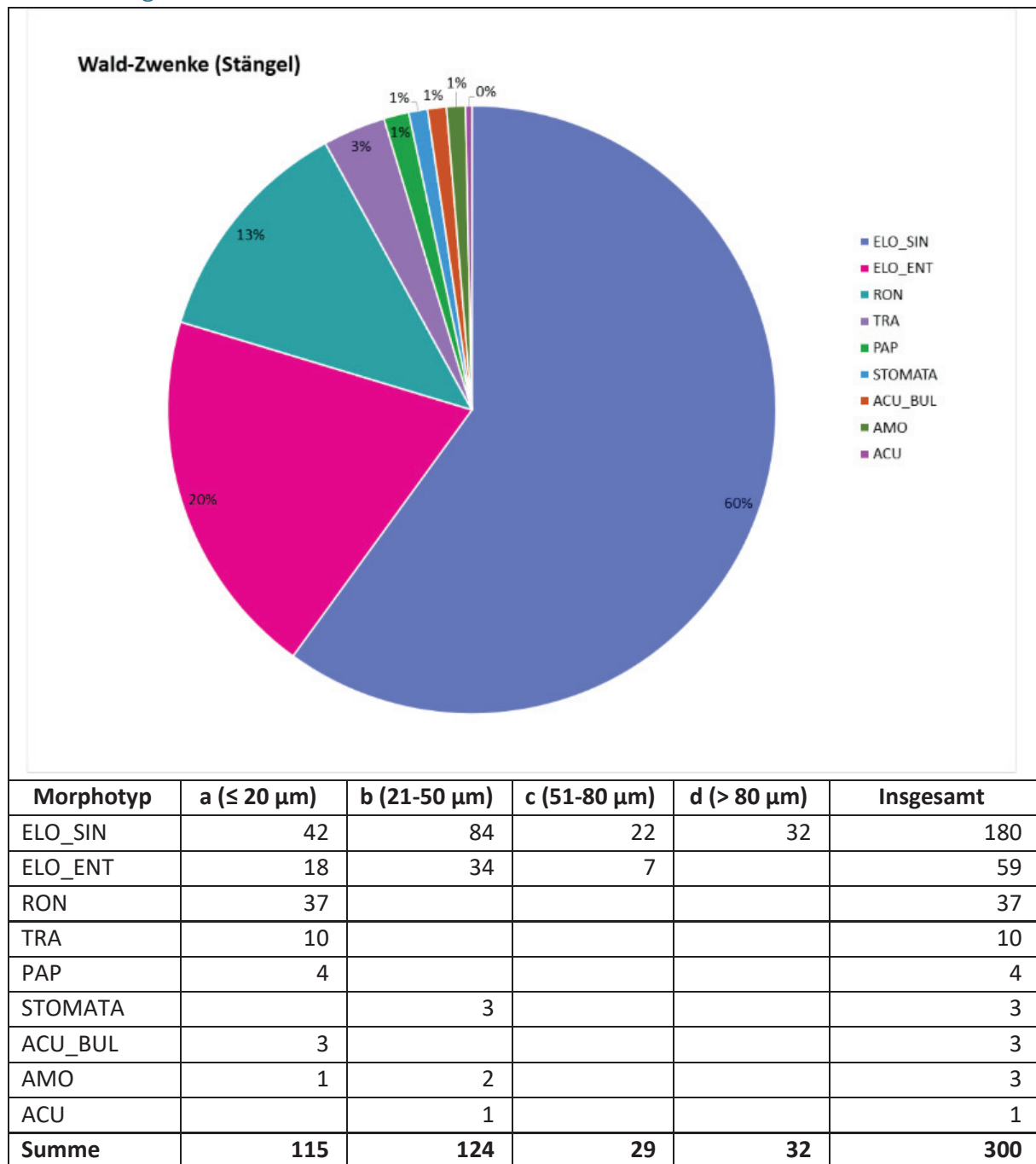
Blüte



Blatt



Stängel



Wehrlose Trespe *Bromus inermis* (Leysser)

Standort	Südstadt (Gätenbach), Neubrandenburg (S 9)
Wuchshöhe	30-100 (-150) cm hoch
Verbreitung	sommerwarme, durchlässige, sandige Lehm- und Lößböden, auch auf Kies oder Ton
Zeigerwerte	L8, Tx, K7, F4~, R8, N5, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	8	14	-
häufige Morphotypen	PAP (a) ELO_SIN (b)	ELO_ENT (b) ELO_SIN (b)	-

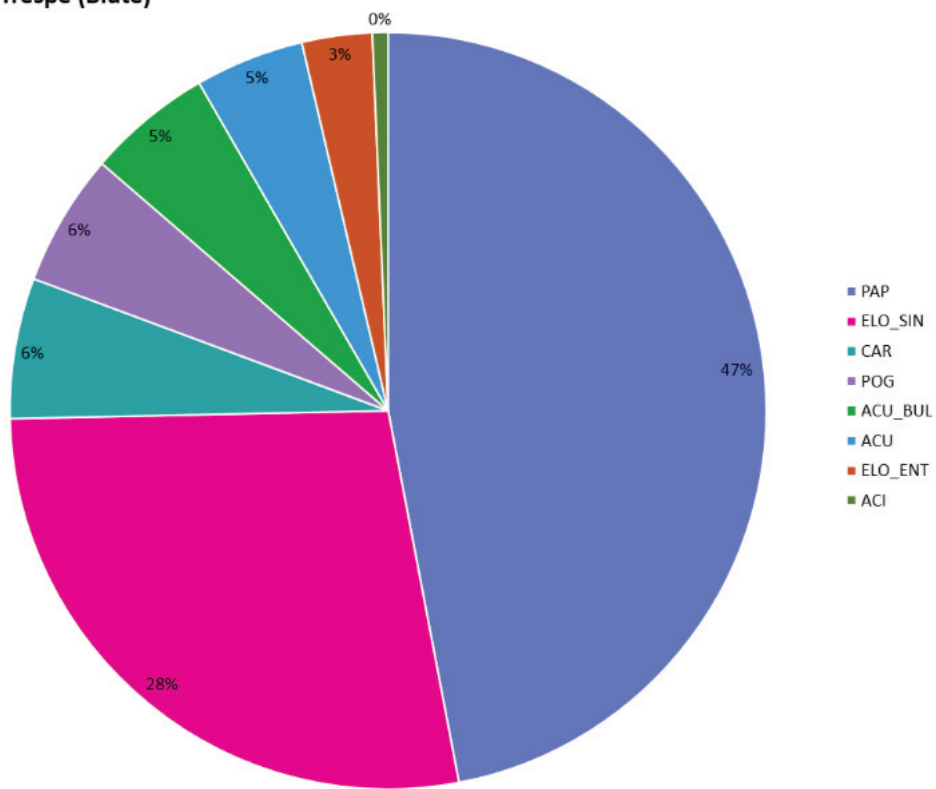
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	sporadisch	-	-
	d	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	vorhanden	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte

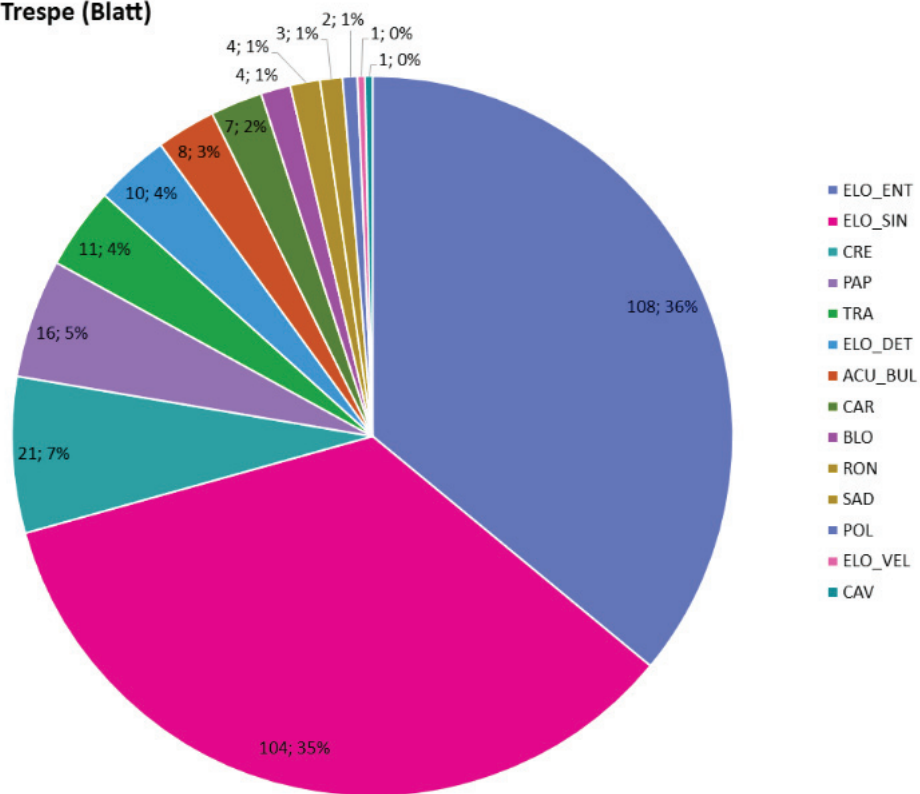
Wehrlose Trespe (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	141				141
ELO_SIN		77	6		83
CAR	18				18
POG		17			17
ACU_BUL	1	7	6	2	16
ACU	2	6	4	2	14
ELO_ENT		9			9
ACI		1		1	2
Summe	162	117	16	5	300

Blatt

Wehrlose Trespe (Blatt)



Morphotyp	a (≤ 20 μm)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d (> 80 μm)	Insgesamt
ELO_ENT		82	23	3	108
ELO_SIN		83	17	4	104
CRE	4	16	1		21
PAP	16				16
TRA	9	2			11
ELO_DET		6	4		10
ACU_BUL		3	3	2	8
CAR	7				7
BLO		4			4
RON	4				4
SAD	3				3
POL	2				2
ELO_VEL				1	1
CAV		1			1
Summe	45	197	48	10	300

Weiche Trespe *Bromus hordeaceus* (Linnaeus)

Standort	Ihlenfelder Hänge, Neubrandenburg (S 6)
Wuchshöhe	10-90 cm
Verbreitung	mäßig trockene, nährstoffreiche Sand- und Lehmböden
Zeigerwerte	L7, T6, K3, Fx~, Rx, N3, S1

Referenzproben

Auswertung

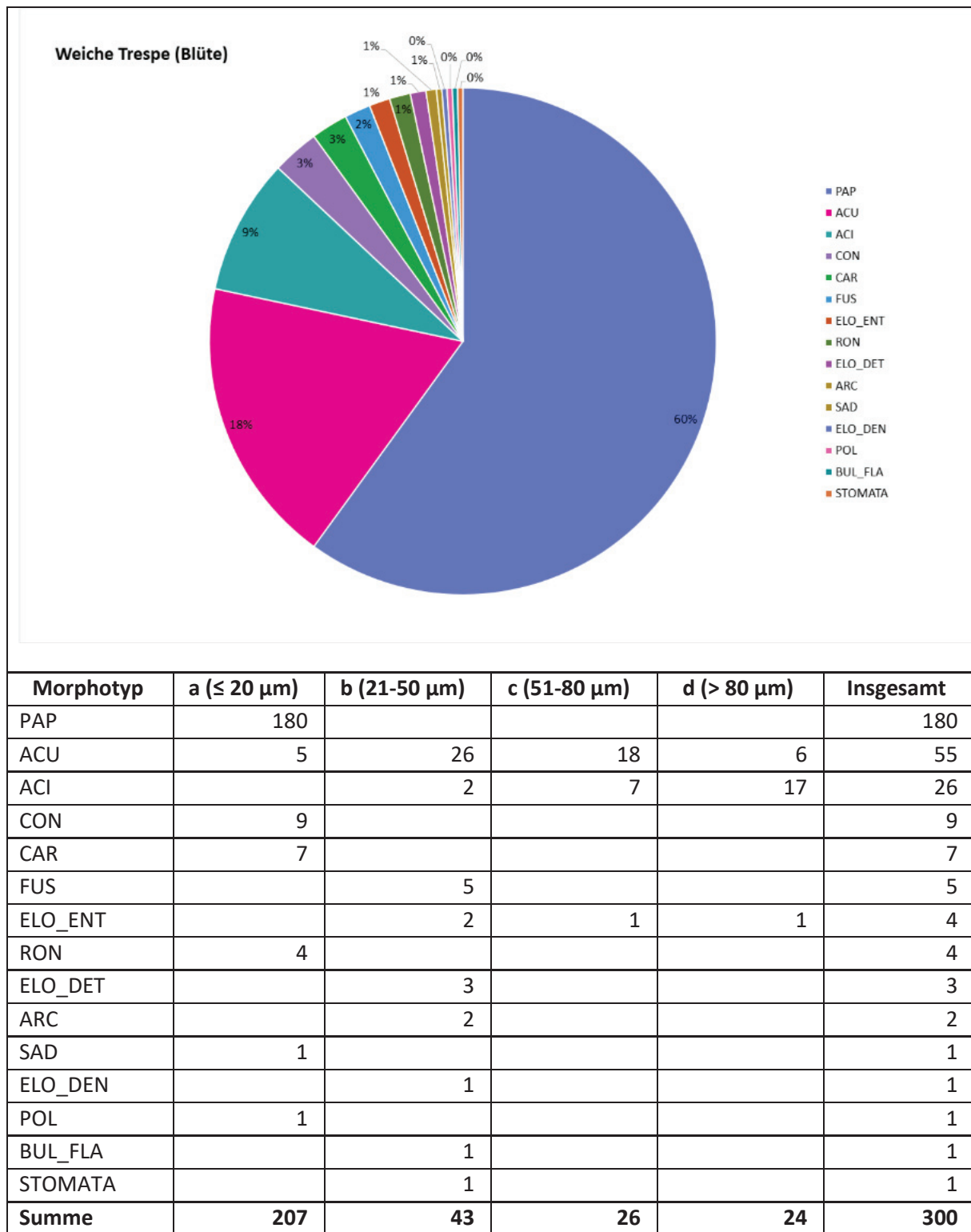
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	15	16	-
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_ENT (b) ELO_CRE (b)	-

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	sporadisch	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

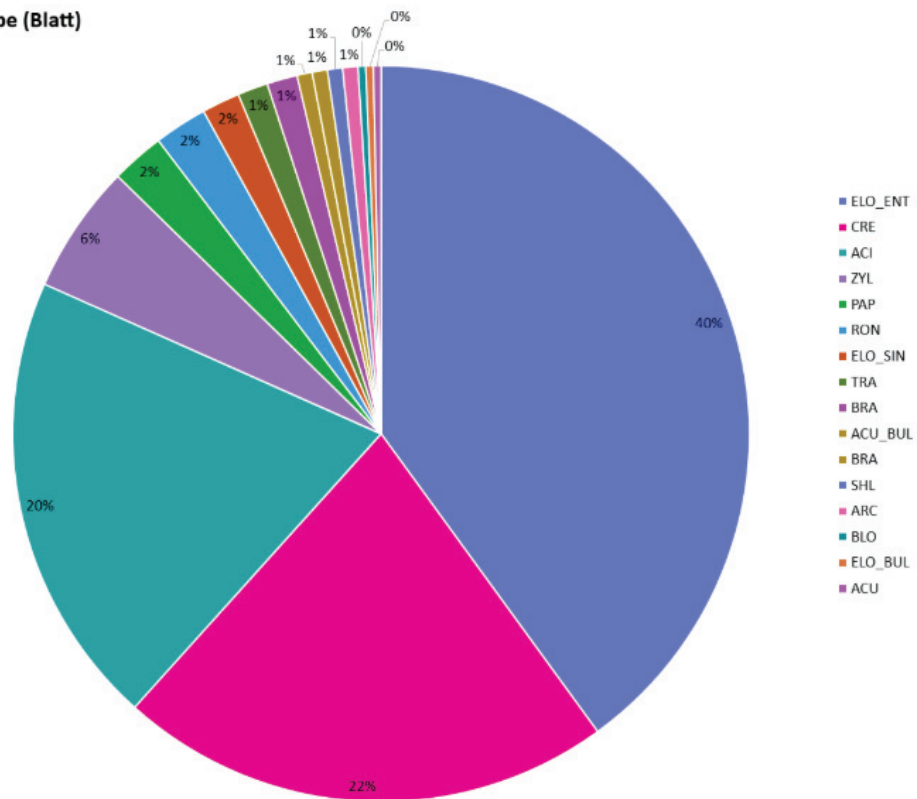
Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	-	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	häufig	-
	c	-	sporadisch	-
	d	-	-	-
CAR	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte



Blatt

Weiche Trespe (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	28	78	11	3	120
CRE	8	53	4		65
ACI	2	28		30	60
ZYL	1	6	5	5	17
PAP	7				7
ELO_SIN	1	3	1	1	5
TRA		3	1		4
BRA		1	2	1	4
RON	7				7
ACU_BUL	1	1	1		2
BRA				2	2
SHL			2		2
ARC		1		1	2
BLO		1			1
ELO_BUL		1			1
ACU		1			1
Summe	55	177	27	43	300

Wiesen-Rispengras *Poa pratensis* (Linnaeus)

Standort	Sankt Georg Kirche, Neubrandenburg (S 1)
Wuchshöhe	20-80 cm
Verbreitung	Sommerwarme, frische bis feuchte oder wechselfrische, gewöhnlich nährstoffreiche und basenreiche, milde bis mäßig saure, locker humose Lehm Böden
Zeigerwerte	L6, Tx, Kx, F5, Rx, N6, S0

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt und Stängel
Anzahl Morphotypen	9	16
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_SIN (b)

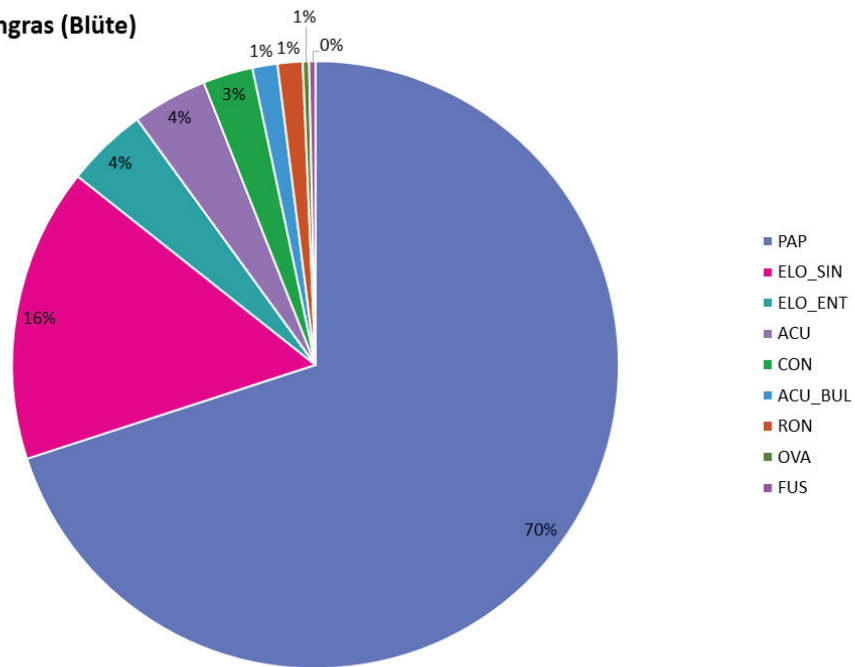
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt und Stängel
ELO_DEN	a	-	-
	b	-	-
	c	-	-
	d	-	-
ELO_DET	a	-	-
	b	-	-
	c	-	-
	d	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt und Stängel
RON	a	sporadisch	vorhanden
	b	-	-
	c	-	-
	d	-	-
CRE	a	-	sporadisch
	b	-	sporadisch
	c	-	-
	d	-	-
CAR	a	-	sporadisch
	b	-	sporadisch
	c	-	-
	d	-	-
OBL	a	-	-
	b	-	-
	c	-	-
	d	-	-
ELL	a	-	-
	b	-	-
	c	-	-
	d	-	-

Blüte

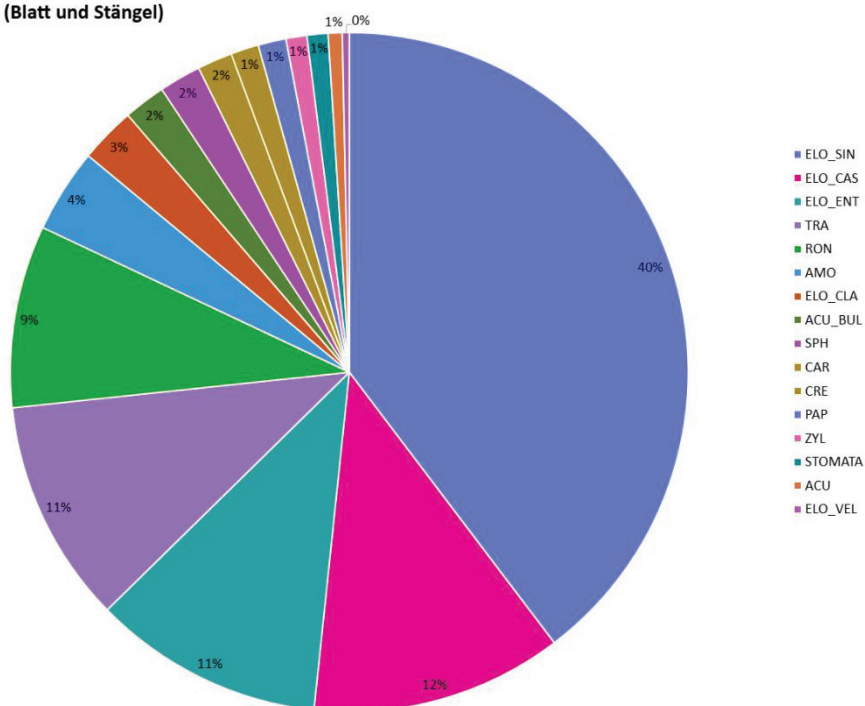
Wiesen-Rispengras (Blüte)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	210				210
ELO_SIN	26	21			47
ELO_ENT	7	6			13
ACU	8	4			12
CON	8				8
ACU_BUL	4				4
RON	4				4
OVA	1				1
FUS	1				1
Summe	269	31	0	0	9

Blatt und Stängel

Wiesen-Rispengras (Blatt und Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	18	95	21	3	137
ELO_ENT	6	24	9	4	43
CRE	34	7	0	2	43
ELO_CAS		18	4		22
SHL	7	4	4		15
ACU_BUL	1	6	2		9
ACU	2	3	3		8
RON	8				8
CAR	7				7
ELO_DET		3			3
TRA	2				2
FAB	1				1
PAP	1				1
SAD	1				1
Summe	88	160	43	9	300

Weißes Straußgras *Agrostis stolonifera* (Linnaeus)

<i>Standort</i>	Brodaer Teiche, Neubrandenburg (S 14)
<i>Wuchshöhe</i>	10-100 (-150) cm
<i>Verbreitung</i>	feuchte, nährstoffreiche, oft kalkhaltige und sandig-kiesige, meist rohe Lehm- und Tonböden (Schlamm- und Schlickböden), oft im Überschwemmungsbereich der Gewässer
<i>Zeigerwerte</i>	L7, T5, K3, F8, R, N6, S0

Referenzproben

Auswertung

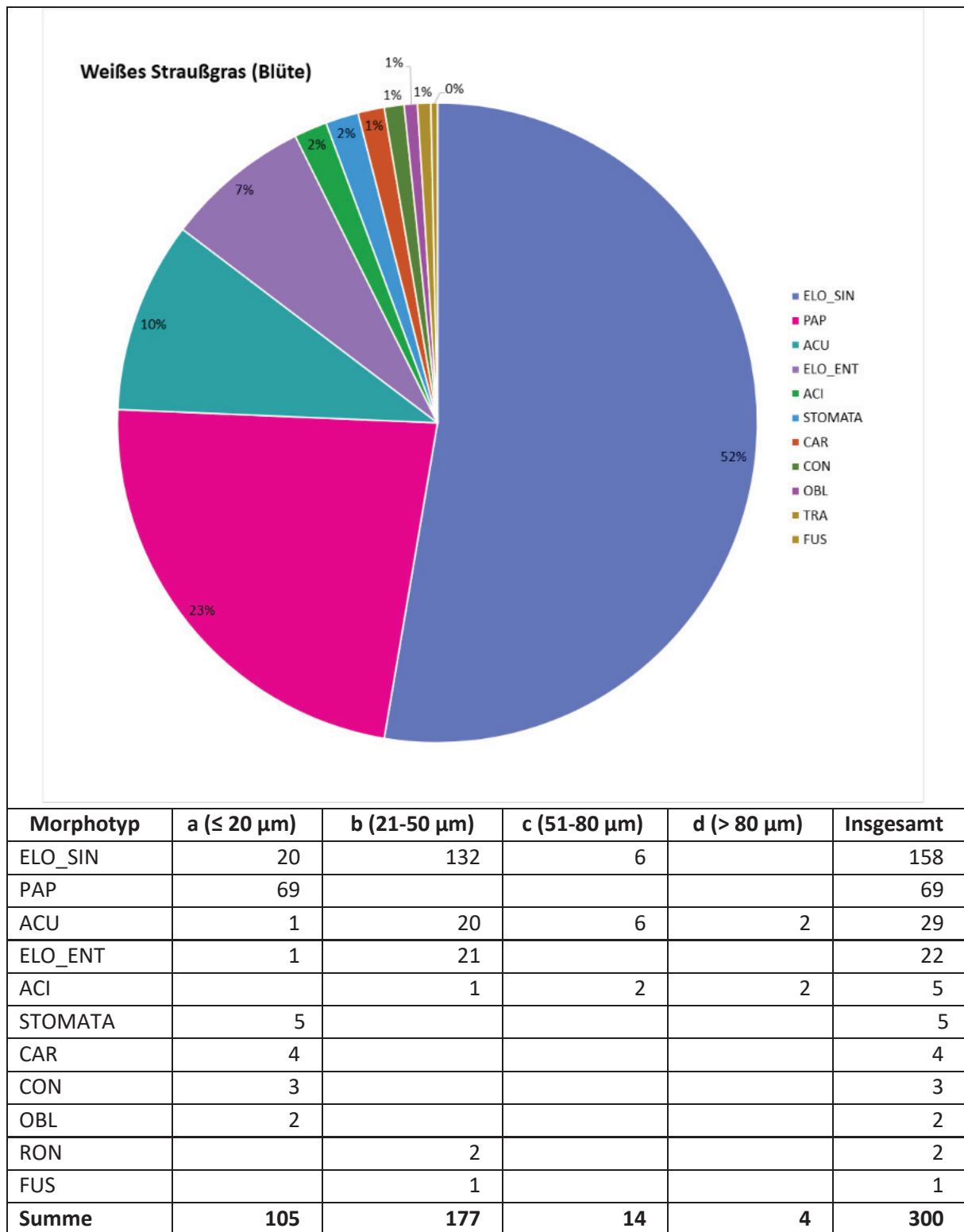
	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>Anzahl Morphotypen</i>	11	14	8
<i>häufige Morphotypen</i>	ELO_SIN (b) PAP (a)	ELO_SIN (b)	ELO_SIN (b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

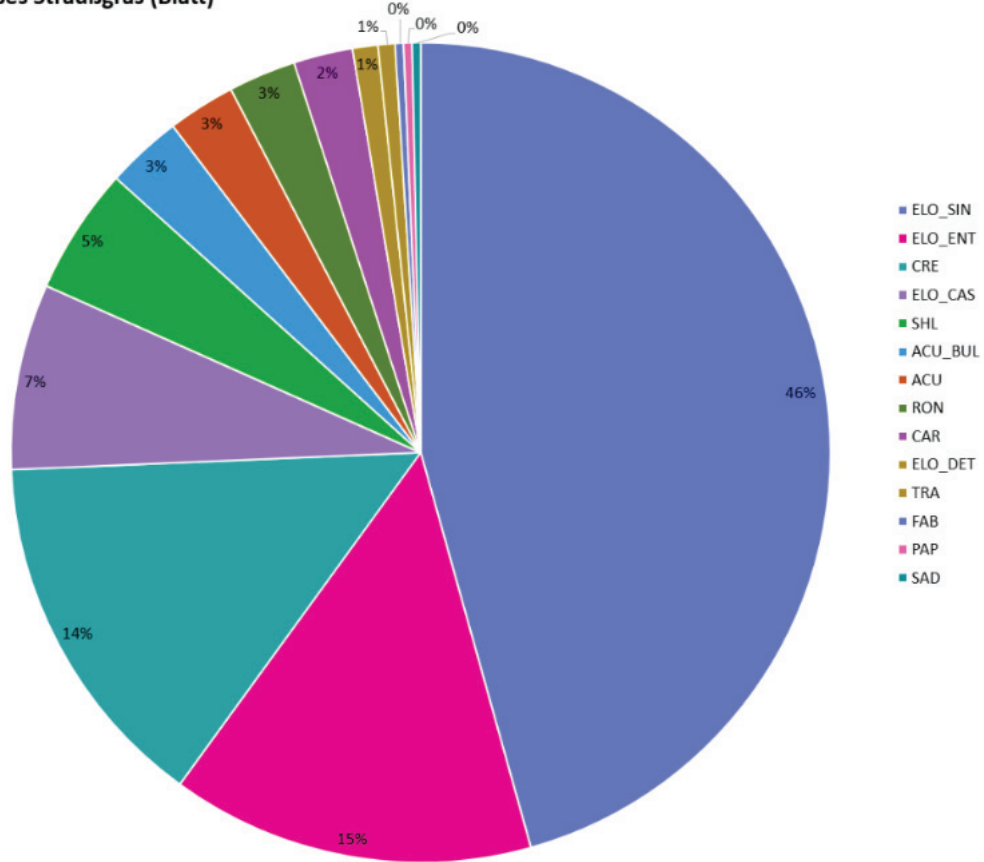
<i>Indikator für Spelzen</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

<i>Indikator für Pooideae</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Blüte</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	sporadisch	sporadisch	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	vorhanden	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	sporadisch	-
<i>CAR</i>	a	sporadisch	sporadisch	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>OBL</i>	a	sporadisch	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte



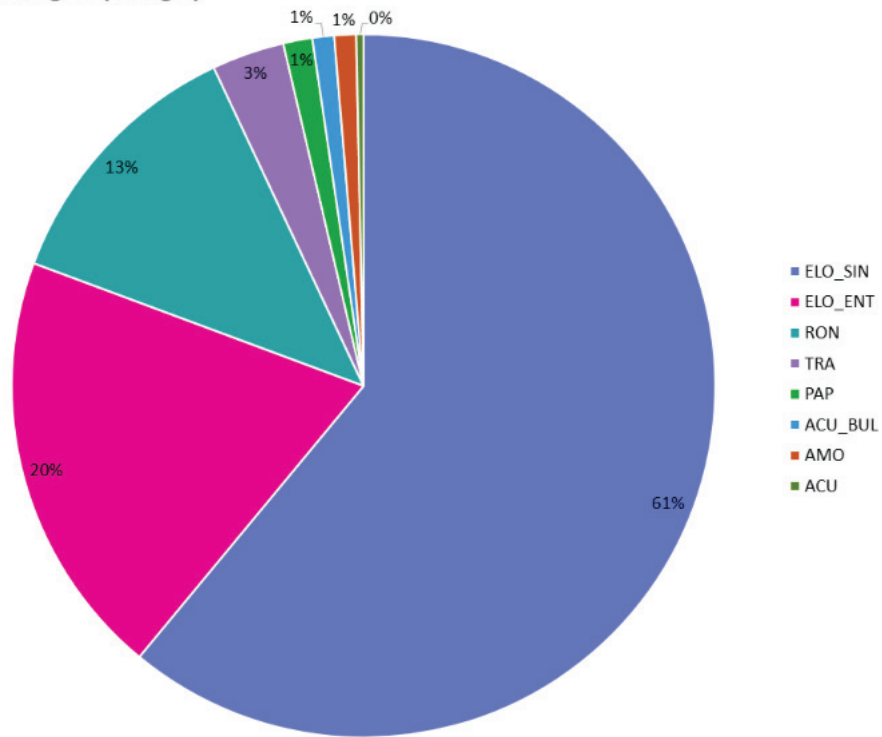
Weißes Straußgras (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	18	95	21	3	137
ELO_ENT	6	24	9	4	43
CRE	34	7	0	2	43
ELO_CAS		18	4		22
SHL	7	4	4		15
ACU_BUL	1	6	2		9
ACU	2	3	3		8
RON	8				8
CAR	7				7
ELO_DET		3			3
TRA	2				2
FAB	1				1
PAP	1				1
SAD	1				1
Summe	88	160	43	9	300

Stängel

Weißes Straußgras (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	42	87	22	32	183
ELO_ENT	18	34	7		59
RON	37				37
TRA	10				10
PAP	4				4
ACU_BUL	3				3
AMO	1	2			3
ACU		1			1
Ergebnis	115	124	29	32	300

Wiesen-Fuchsschwanz *Alopecurus pratensis* (Linnaeus)

Standort	Weitiner Straße (Wiese), Neubrandenburg (S 2)
Wuchshöhe	30-80 cm
Verbreitung	kühle, sickerfeuchte, nährstoffreiche, milde bis mäßig saure, humose Lehm- und Tonböden
Zeigerwerte	L6, Tx, K5, F6, R6, N7, S0

Referenzproben

Auswertung

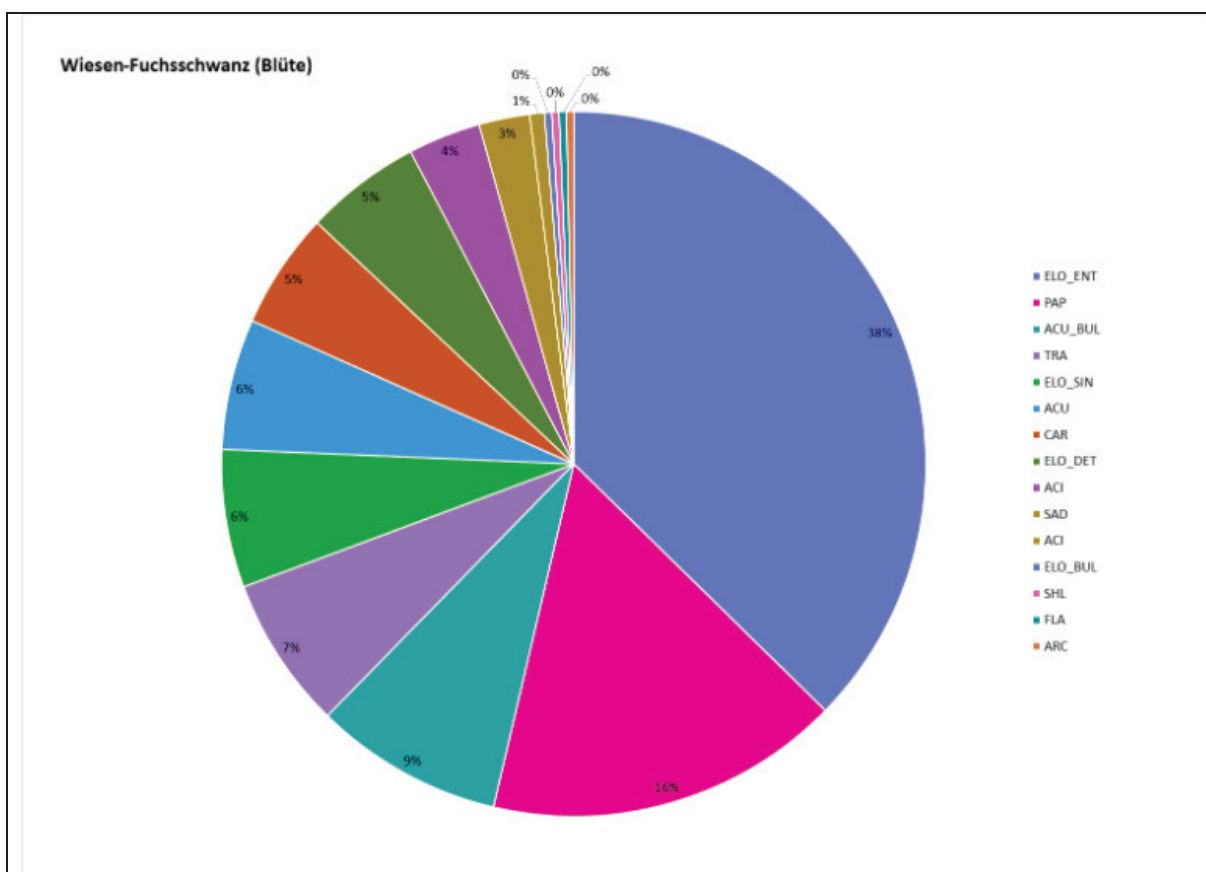
	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	15	16	11
häufige Morphotypen	-	ELO_SIN (b)	ELO_ENT (b) ELO_SIN (b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	sporadisch	-	sporadisch
	b	sporadisch	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

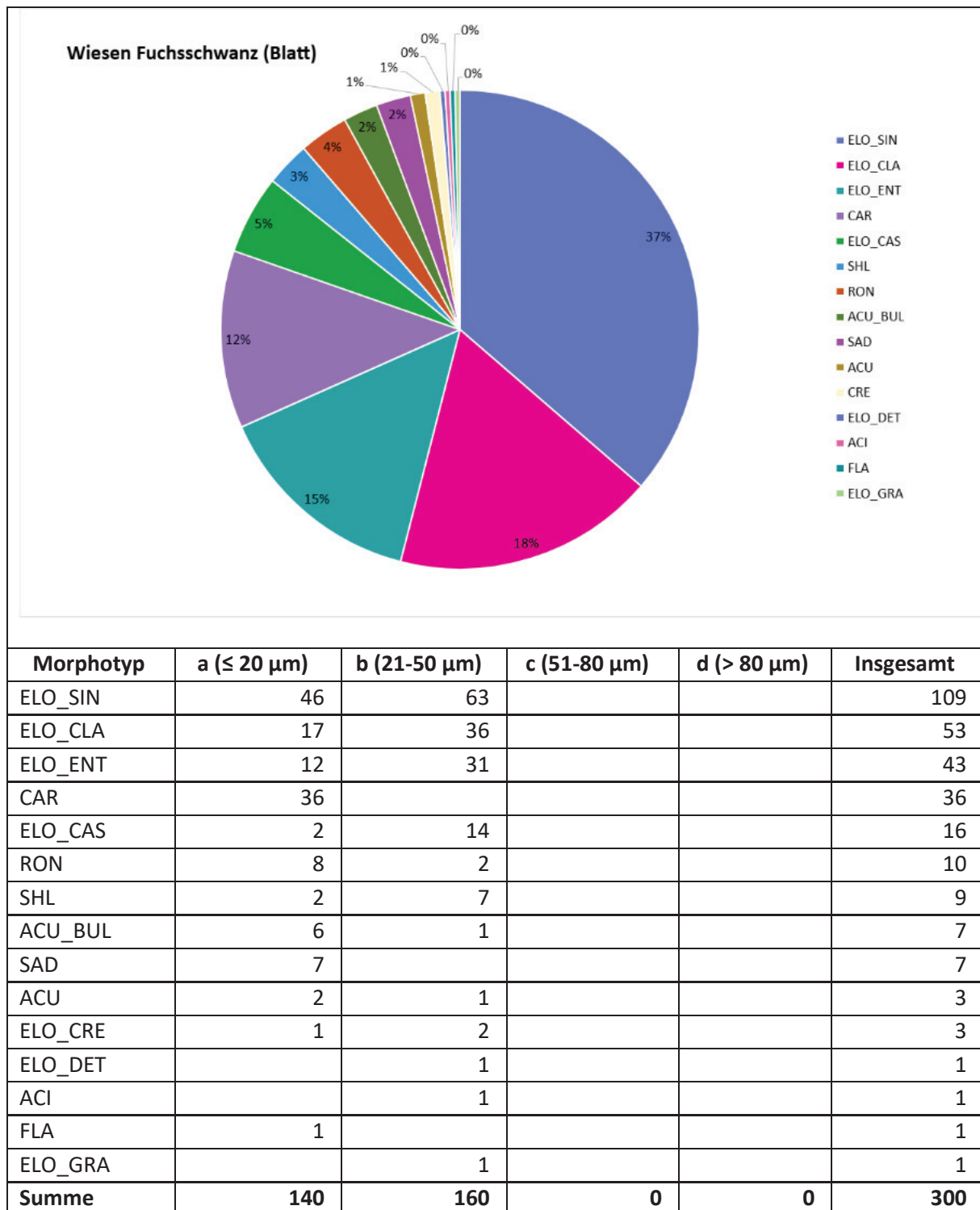
Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	sporadisch	sporadisch
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	vorhanden	häufig
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte



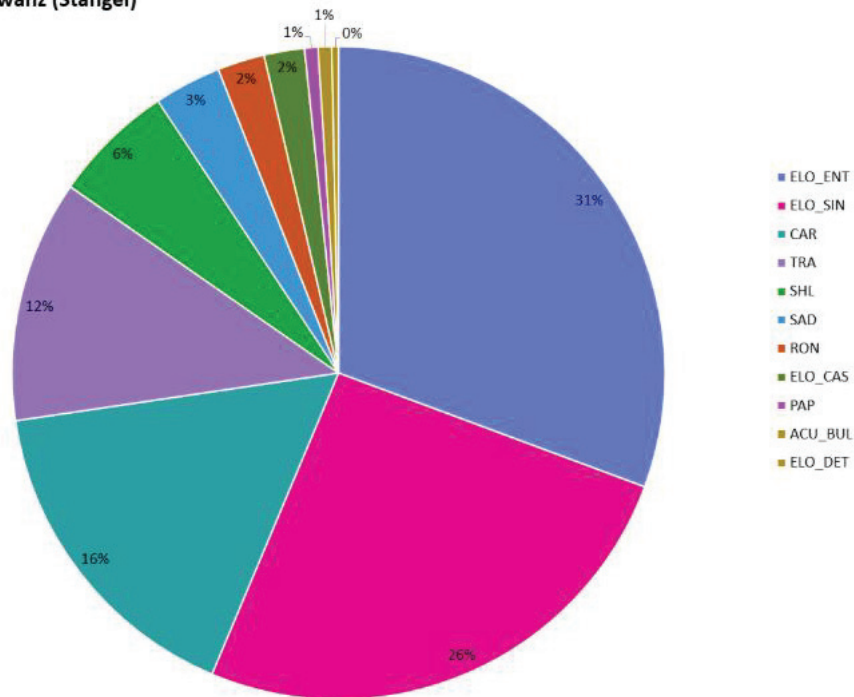
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	60	43	4	6	112
PAP	49				49
ACU_BUL	25	1			26
TRA	20	1			21
ELO_SIN	10	9			19
ACU	15	3			18
CAR	16				16
ELO_DET	6	10			16
ACI	1		1	8	10
SAD	7				7
ACI			1	1	2
ELO_BUL			1		1
SHL		1			1
FLA	1				1
ARC			1		1
Summe	210	67	8	15	300

Blatt



Stängel

Wiesen-Fuchsschwanz (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	19	72		1	92
ELO_SIN	22	53	2		77
CAR	49				49
TRA	33	3			36
SHL	6	12			18
SAD	10				10
RON	7				7
ELO_CAS	3	3			6
ACU_BUL	2				2
PAP	2				2
ELO_DET	1				1
Summe	154	143	2	1	300

Wolliges Honiggras *Holcus lanatus* (Linnaeus)

Standort	Chausseestraße, Wolgast (S 10)
Wuchshöhe	20-100 cm
Verbreitung	kühle, feuchte, humose Lehm- und Tonböden sowie Torfböden
Zeigerwerte	L7, T6, K3, F6, Rx, N5, S1

Referenzproben

Auswertung

	Blüte	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	11	15	14
häufige Morphotypen	PAP (a)	ELO_ENT (b) ACI (d)	ELO_ENT (b)

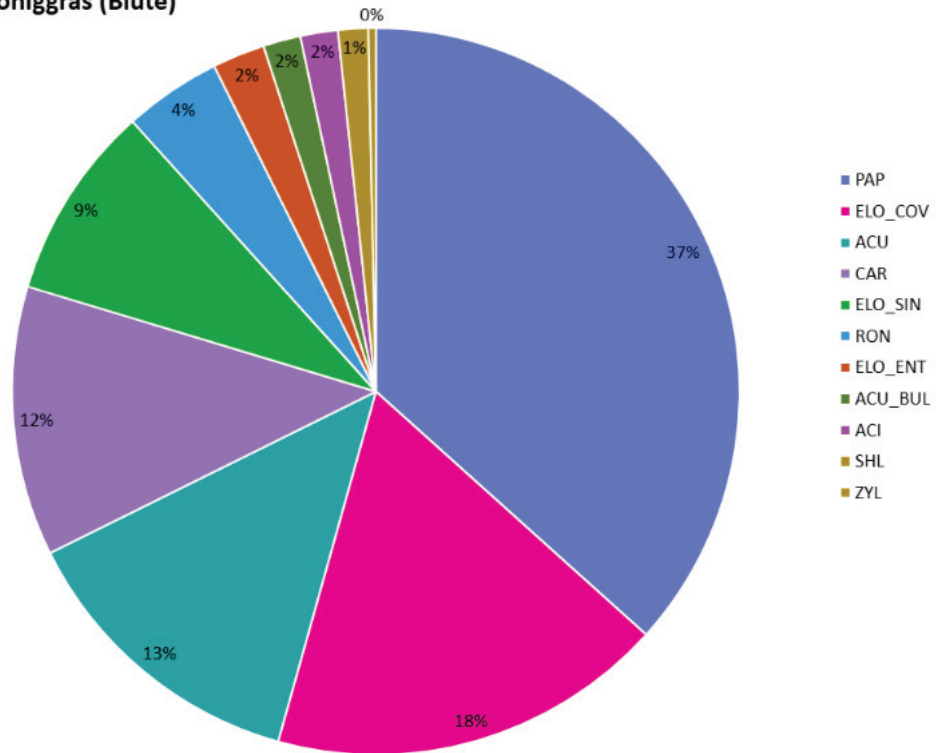
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELO_DET	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

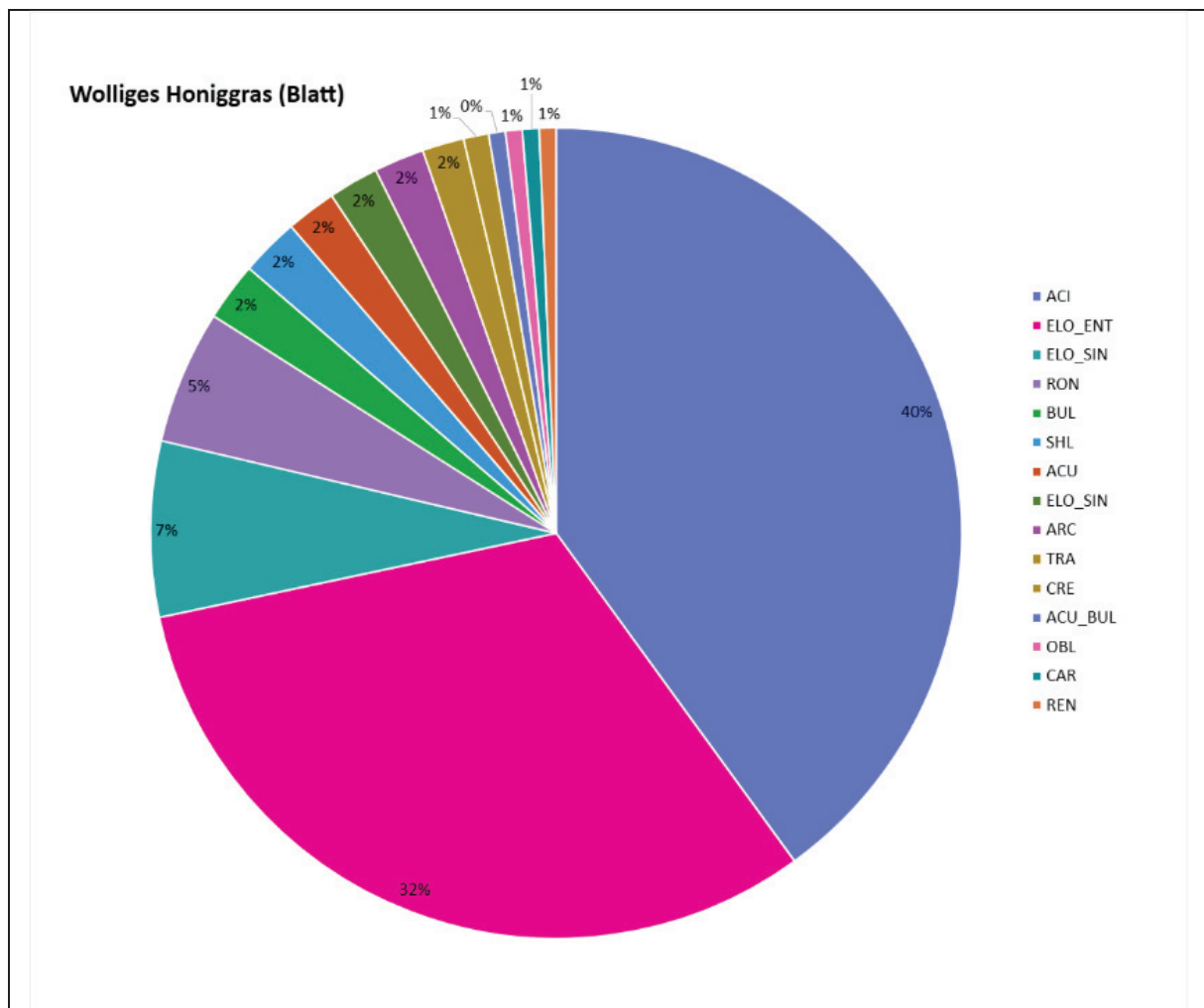
Indikator für Pooideae	Größenklassen	Blüte	Blatt	Stängel
RON	a	vorhanden	sporadisch	vorhanden
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CRE	a	-	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	sporadisch
	c	-	-	-
	d	-	-	-
CAR	a	vorhanden	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
OBL	a	-	sporadisch	-
	b	-	sporadisch	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-
ELL	a	-	-	-
	b	-	-	-
	c	-	-	-
	d	-	-	-

Blüte

Wolliges Honiggras (Blüte)



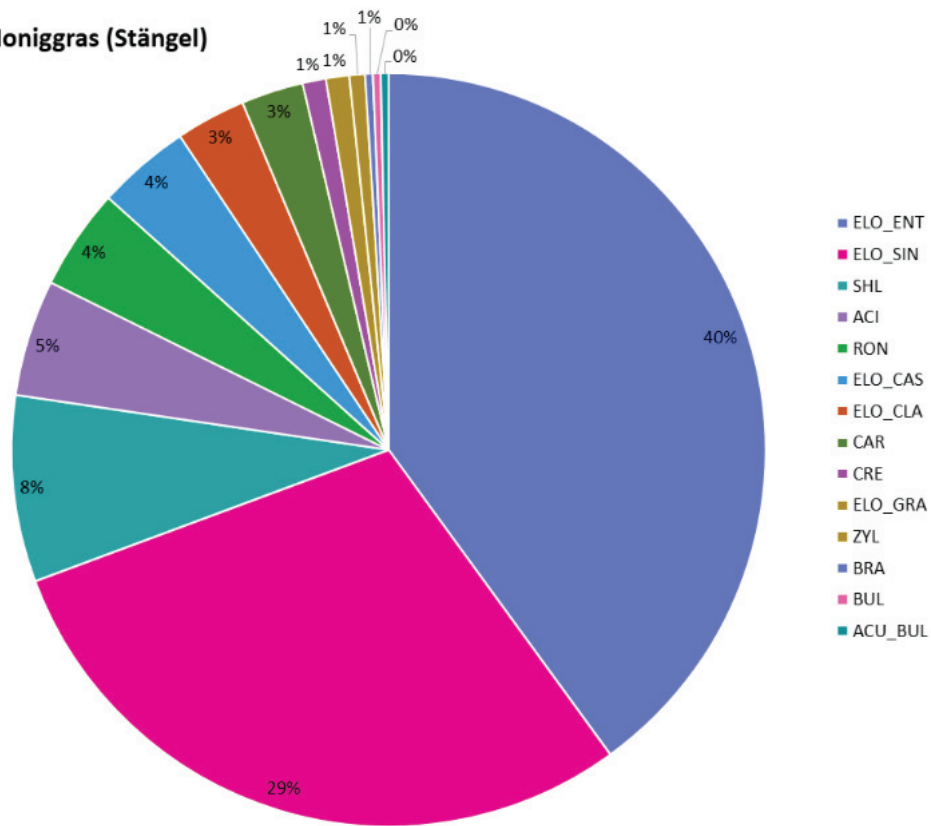
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
PAP	110				110
ELO_COV	28	17	8		53
ACU	39	1			40
CAR	36				36
ELO_SIN	9	17			26
RON	13				13
ELO_ENT	2	5			7
ACU_BUL	4	1			5
ACI		2	3		5
SHL		2	1	1	4
ZYL		1			1
Summe	241	46	12	1	300



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ACI	2	33	27	58	120
ELO_ENT	21	68	5	1	95
ELO_SIN	2	19	6		27
RON	16				16
BUL	1	3	2	1	7
SHL	1	2	4		7
ACU		4	2		6
ARC	2	4			6
TRA	2	3			5
CRE	1	2			3
ACU_BUL	2				2
OBL	1	1			2
CAR	2				2
REN	2				2
Summe	55	139	46	60	300

Stängel

Wolliges Honiggras (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	12	63	28	17	120
ELO_SIN	5	44	33	6	88
SHL		13	6	2	24
ACI		2	2	11	15
RON	13				13
ELO_CAS	2	10			12
ELO_CLA	5	4			9
CAR	8				8
CRE		3			3
ELO_GRA		1	1	1	3
ZYL		2			2
BRA				1	1
ELO_BUL		1			1
ACU_BUL	1				1
Summe	46	143	70	38	300

Anhang 1.2: Getreide

Dinkel *Triticum aestivum*

Bäckerei/Handel

Urkorn-Puristen

Referenzproben

Auswertung

	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
Anzahl Morphotypen	13	-	13	9
häufige Morphotypen	-	-	ELO_CLA (a, b)	ELO_SIN (b)

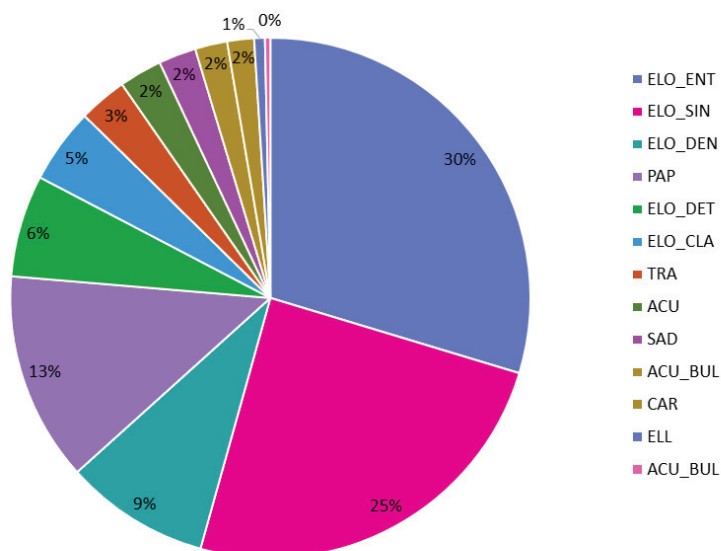
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	sporadisch	-	-	-
	b	vorhanden	-	-	-
	c	sporadisch	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	sporadisch	-	-	-
	b	vorhanden	-	sporadisch	sporadisch
	c	sporadisch	-	-	sporadisch
	d	-	-	-	sporadisch

Indikator für Pooideae	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	-	-	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	-	sporadisch
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CAR</i>	a	sporadisch	-	vorhanden	vorhanden
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELL</i>	a	sporadisch	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-

Spelze

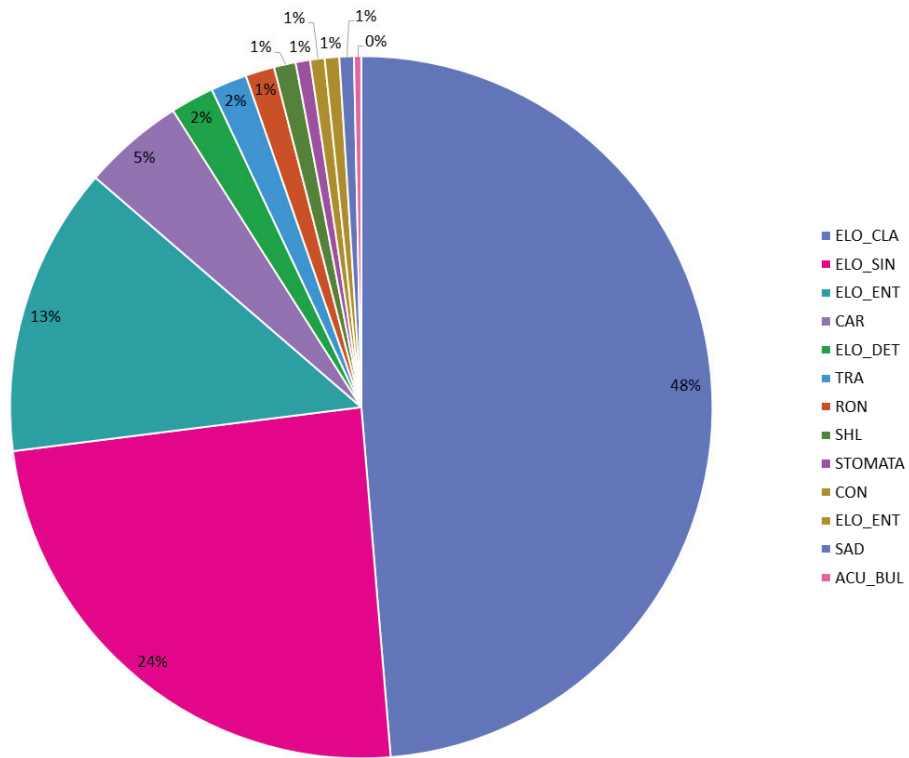
Dinkel (Spelze)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	43	41	3	2	89
ELO_SIN	35	37	2		74
ELO_DEN	5	21	1		27
PAP	32	7			39
ELO_DET	3	15	1		19
ELO_CLA	5	8	1		14
TRA	9				9
ACU	3	1	3	1	8
SAD	7				7
ACU_BUL	4	2			6
CAR	5				5
ELO_ELL	2				2
ACU_BUL	1				1
Summe	154	132	11	3	300

Blatt

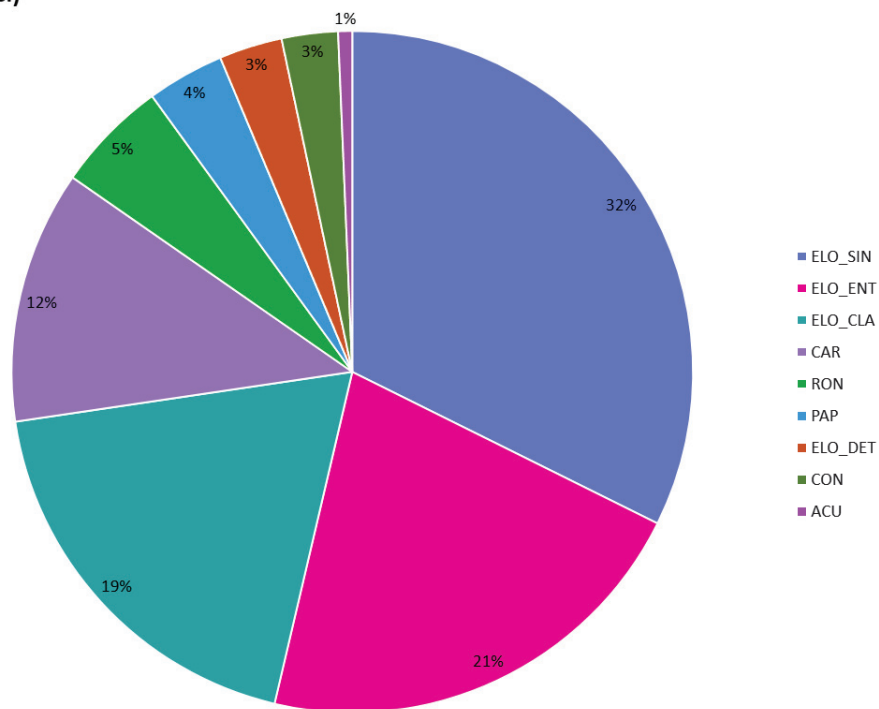
Dinkel (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_CLA	55	68	20	3	146
ELO_SIN	18	41	6	8	73
ELO_ENT	6	21	9	4	40
CAR	14				14
ELO_DET		6			6
TRA	4	1			5
RON	4				4
SHL	2	1			3
STOMATA		2			2
CON	2				2
ELO_ENT	1	1			2
SAD	2				2
ACU_BUL	1				1
Summe	109	141	6	15	300

Stängel

Dinkel (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN		90	7		97
ELO_ENT	5	40	13	6	64
ELO_CLA		47	10		57
CAR	36				36
RON	15	1			16
PAP	11				11
ELO_DET		6	1	2	9
CON	8				8
ACU				2	2
Summe	75	184	31	10	300

Einkorn *Triticum monococcum*

Bäckerei/Handel

Urkorn-Puristen

Referenzproben

Auswertung

	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
Anzahl Morphotypen	16	16	-	16
häufige Morphotypen	-	ELO_ENT (a, b, c)	-	-

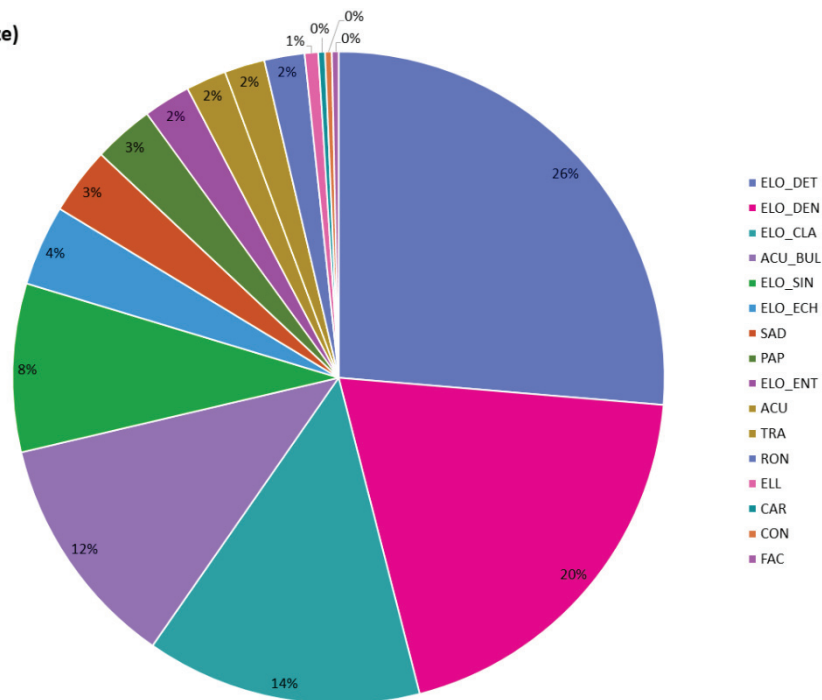
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	sporadisch	-	-	-
	b	vorhanden	-	-	-
	c	vorhanden	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	sporadisch	-	-	-
	b	vorhanden	sporadisch	-	sporadisch
	c	vorhanden	-	-	-
	d	-	-	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	sporadisch	sporadisch	-	sporadisch
	b	-	-	-	sporadisch
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	-	-	-
	b	-	sporadisch	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CAR</i>	a	sporadisch	-	-	sporadisch
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELL</i>	a	sporadisch	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-

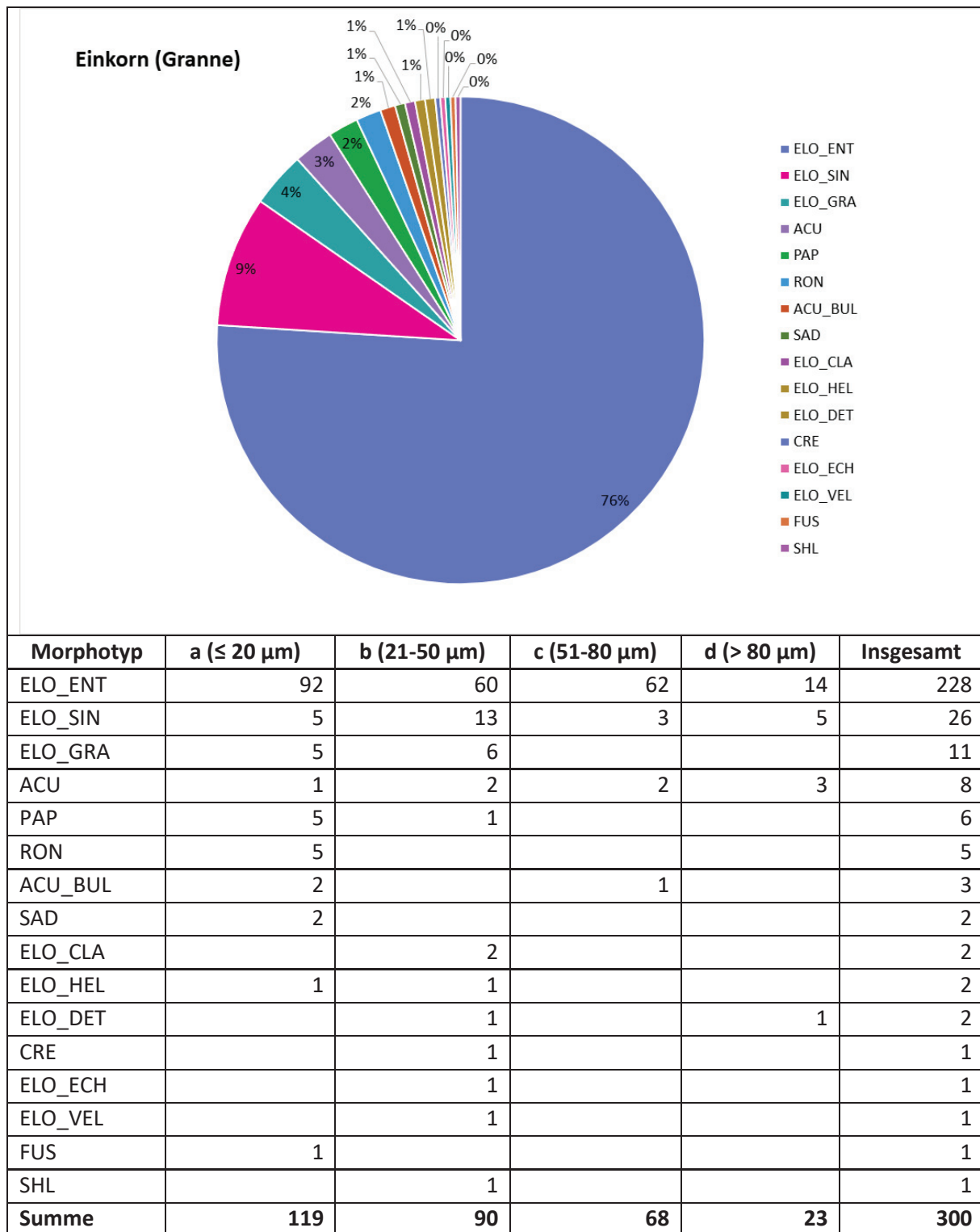
Spelze

Einkorn (Spelze)



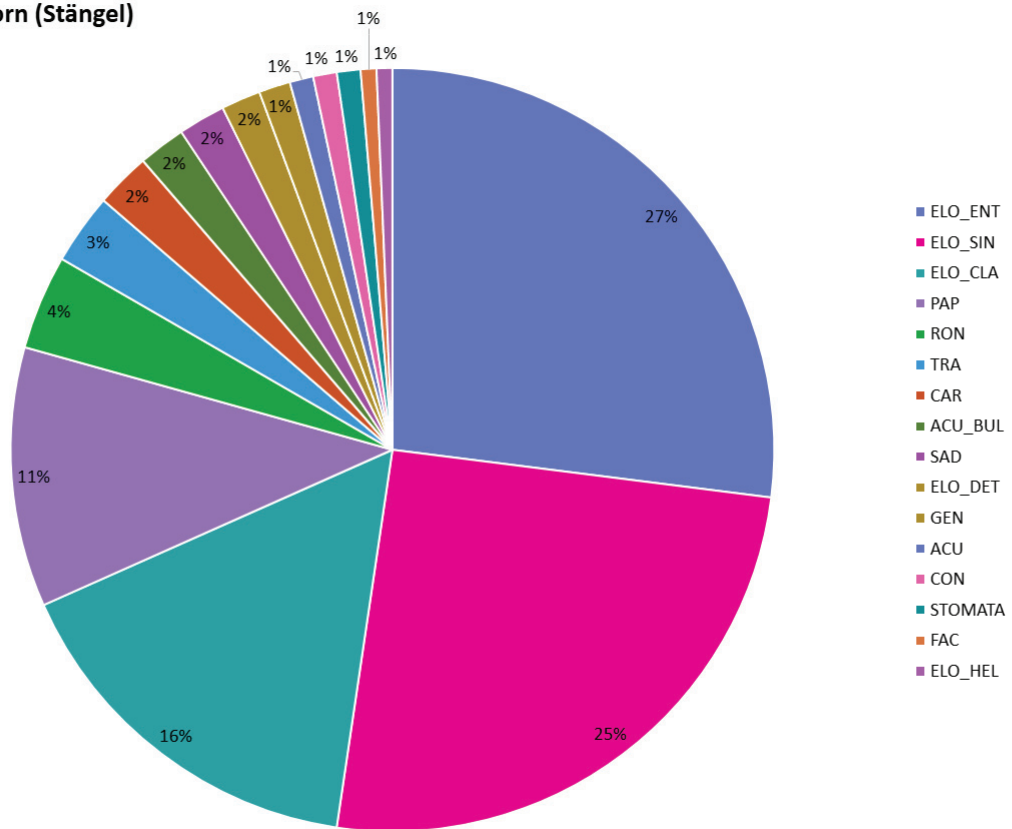
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_DET	7	20	39	13	79
ELO_DEN	6	22	31		59
ELO_CLA	13	16	12		41
ACU_BUL	22	12	1		35
ELO_SIN	7	8	10		25
ELO_ECH	1	8	2	1	12
SAD	10				10
PAP	5	4			9
ELO_ENT	4	3			7
ACU	3	2	1		6
TRA	6				6
RON	6				6
ELL	2				2
CAR	1				1
CON	1				1
FAC		1			1
Summe	94	96	96	14	300

Granne



Stängel

Einkorn (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	32	33	12	4	81
ELO_SIN	33	32	10	1	76
ELO_CLA	21	19	3	5	48
PAP	17	15			33
RON	6	6			12
TRA	8	1			9
CAR	7				7
ACU_BUL	4	2			6
SAD	6				6
ELO_DET		5			5
GEN		3		1	4
ACU	3				3
CON	3				3
STOMATA	1	2			3
FAC		2			2
ELO_HEL		2			2
Summe	141	122	25	11	300

Emmer *Triticum dicoccon*

Bäckerei/Handel

Urkorn-Puristen

Referenzproben

Auswertung

	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>Anzahl Morphotypen</i>	10	-	11	8
<i>häufige Morphotypen</i>	ELO_DET (b) ELO_DEN (b)	-	-	ELO_SIN (b) ELO_ENT (b)

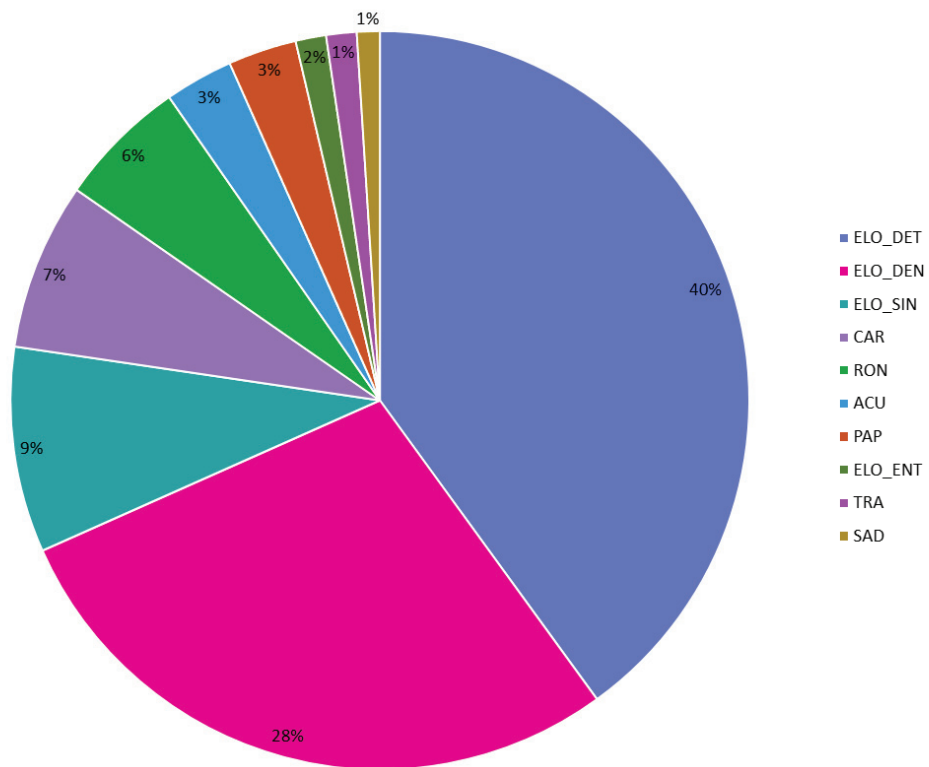
Morphotypen als Indikatorfunktion

<i>Indikator für Spelzen</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	sporadisch	-	-	-
	b	häufig	-	vorhanden	-
	c	vorhanden	-	vorhanden	-
	d	sporadisch	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	sporadisch	-	sporadisch	-
	b	häufig	-	vorhanden	sporadisch
	c	vorhanden	-	vorhanden	sporadisch
	d	vorhanden	-	vorhanden	sporadisch

<i>Indikator für Pooideae</i>	<i>Größenklassen</i>	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	vorhanden	-	sporadisch	vorhanden
	b	sporadisch	-	sporadisch	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CAR</i>	a	vorhanden	-	sporadisch	vorhanden
	b	-	-	sporadisch	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-

Spelze

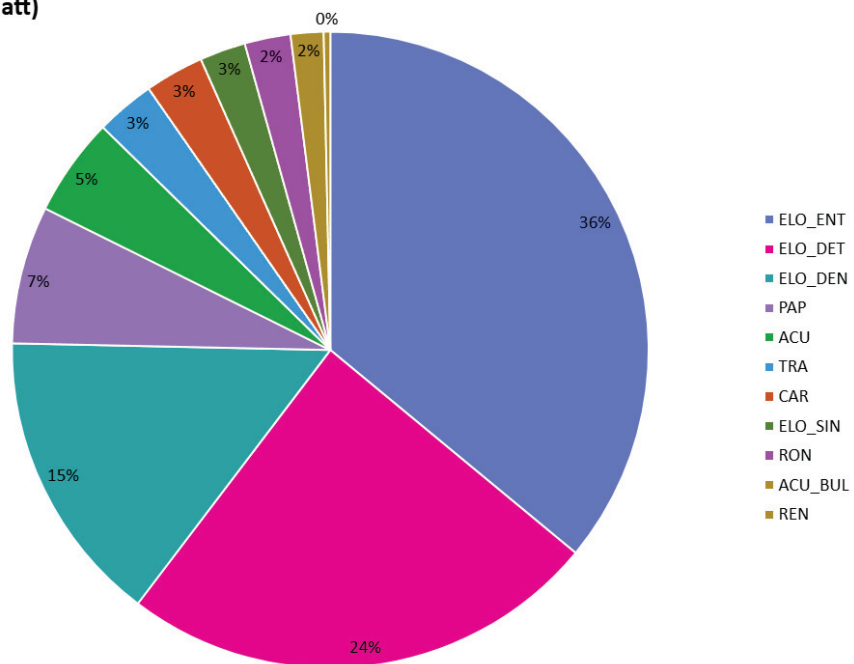
Emmer (Spelze)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	2	82	46	2	132
ELO_ENT	3	59	34	7	103
CAR	29				29
RON	17				17
PAP	9				9
ELO_DET		3	1	1	5
CON	3				3
ACU			2		2
Summe	63	144	83	10	300

Blatt

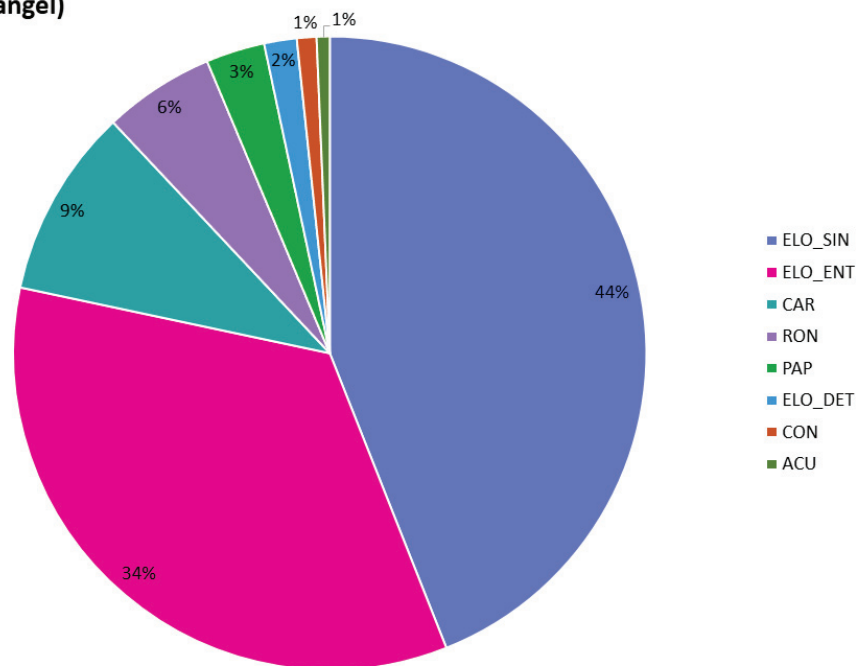
Emmer (Blatt)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT		45	42	21	108
ELO_DET	1	11	25	36	73
ELO_DEN		33	12		45
PAP	5	16			21
ACU		1	1	13	15
TRA	1	8			9
CAR	8	1			9
ELO_SIN		7			7
RON	6	1			7
ACU_BUL		1	2	2	5
REN	1				1
Summe	22	124	82	72	300

Stängel

Emmer (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	2	82	46	2	132
ELO_ENT	3	59	34	7	103
CAR	29				29
RON	17				17
PAP	9				9
ELO_DET		3	1	1	5
CON	3				3
ACU			2		2
Summe	63	144	83	10	300

Khorasanweizen *Triticum turgidum x polonicum*

Bäckerei/Handel

Urkorn-Puristen

Referenzproben

Auswertung

	Spelze	Granne	Blatt	Stängel
Anzahl Morphotypen	17	19	-	11
häufige Morphotypen	-	-	-	ELO_SIN (b)

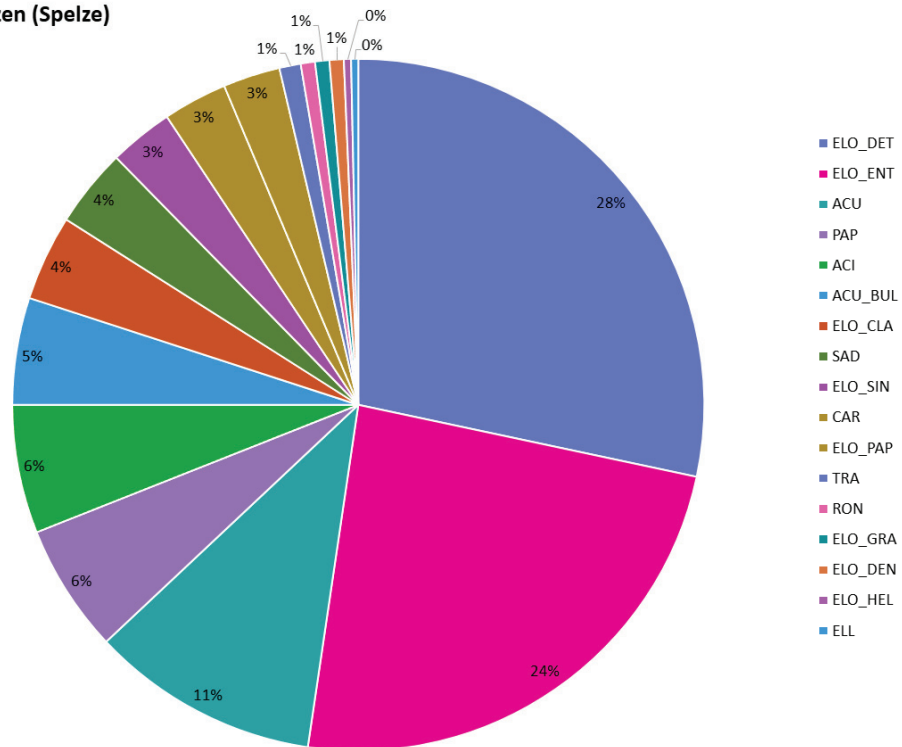
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	Spelze	Granne	Blatt	Stängel
ELO_DEN	a	-	-	-	-
	b	-	sporadisch	-	-
	c	-	sporadisch	-	sporadisch
	d	-	sporadisch	-	-
ELO_DET	a	sporadisch	-	-	sporadisch
	b	vorhanden	sporadisch	-	sporadisch
	c	vorhanden	sporadisch	-	sporadisch
	d	vorhanden	sporadisch	-	sporadisch

Indikator für Pooideae	Größenklassen	Spelze	Granne	Blatt	Stängel
RON	a	sporadisch	vorhanden	-	vorhanden
	b	-	sporadisch	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
CRE	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
CAR	a	sporadisch	sporadisch	-	sporadisch
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
OBL	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
ELL	a	sporadisch	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-

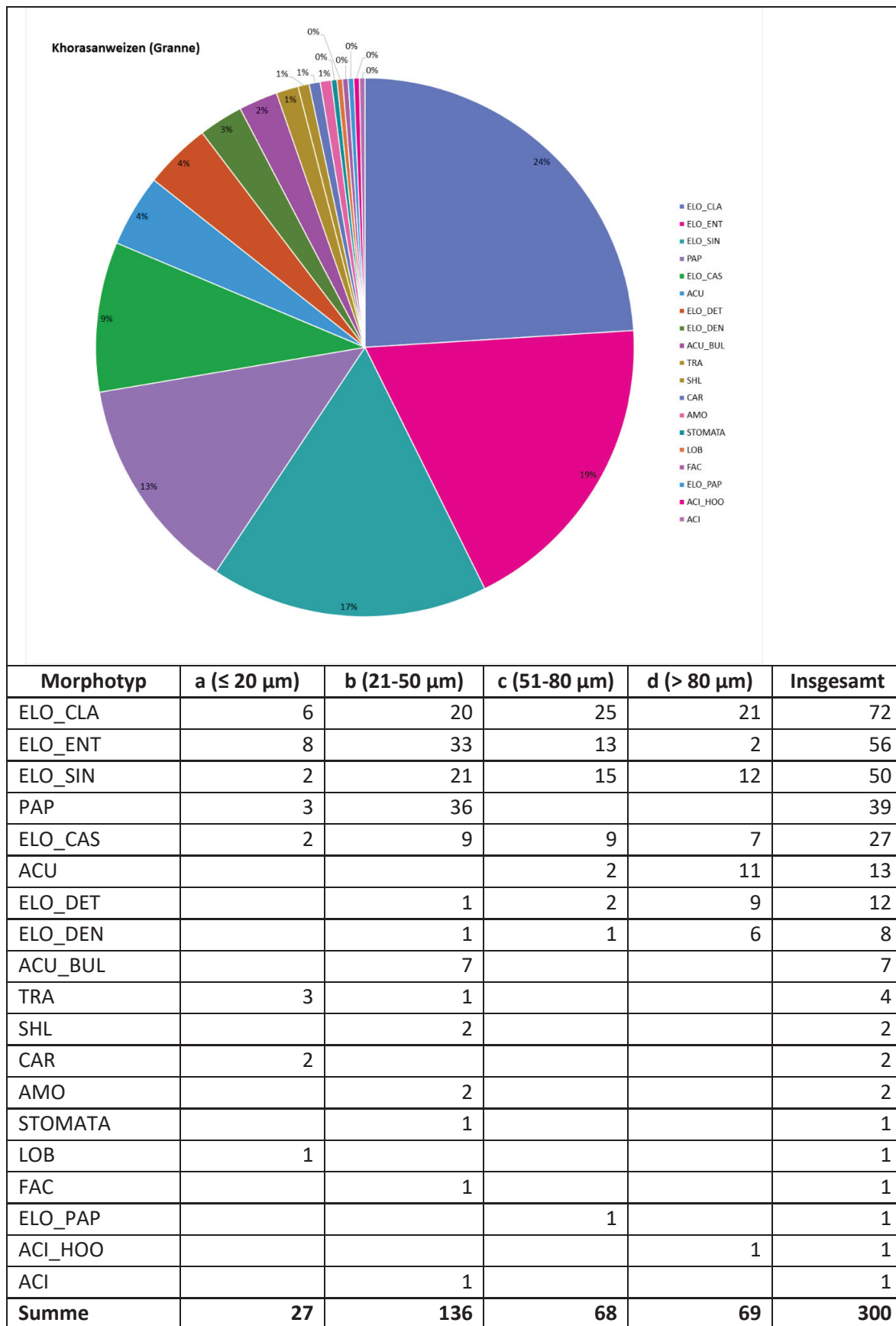
Spelze

Khorasanweizen (Spelze)



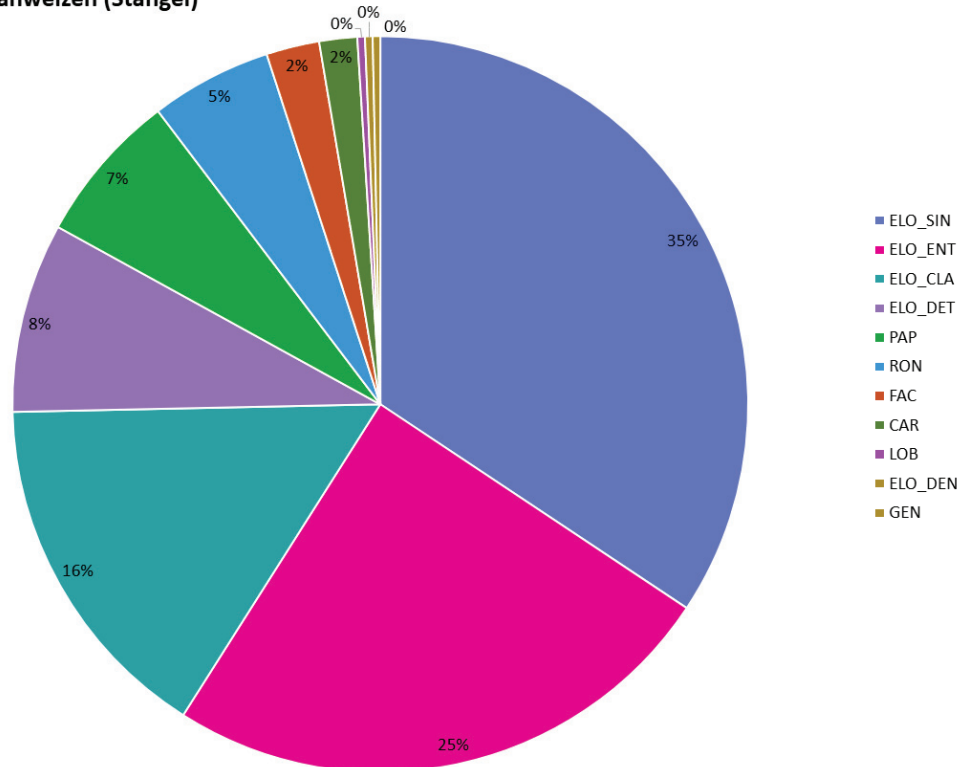
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_DET	10	27	35	13	85
ELO_ENT	26	23	22	1	72
ACU	4	6	9	13	32
PAP	12	6			18
ACI	1		3	14	18
ACU_BUL	9	6			15
ELO_CLA	2	10			12
SAD	11				11
ELO_SIN	2	7			9
CAR	9				9
ELO_PAP	1	4	2	1	8
TRA	1	2			3
RON	2				2
ELO_GRA		2			2
ELO_DEN		2			2
ELO_HEL		1			1
ELL	1				1
Summe	91	96	71	42	300

Granne



Stängel

Khorasanweizen (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN	5	64	32	2	103
ELO_ENT	2	41	27	4	74
ELO_CLA		36	9	2	47
ELO_DET	2	9	9	5	25
PAP	12	8			20
RON	16				16
FAC		5	1	1	7
CAR	5				5
LOB		1			1
ELO_DEN			1		1
GEN				1	1
Summe	42	164	79	15	300

Urdinkel (Blue Velvet) *Triticum aestivum spelta*

Bäckerei/Handel

Urkorn-Puristen

Referenzproben

Auswertung

	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
Anzahl Morphotypen	12	10	-	9
häufige Morphotypen	-	ELO_SIN (b)	-	ELO_SIN (b)

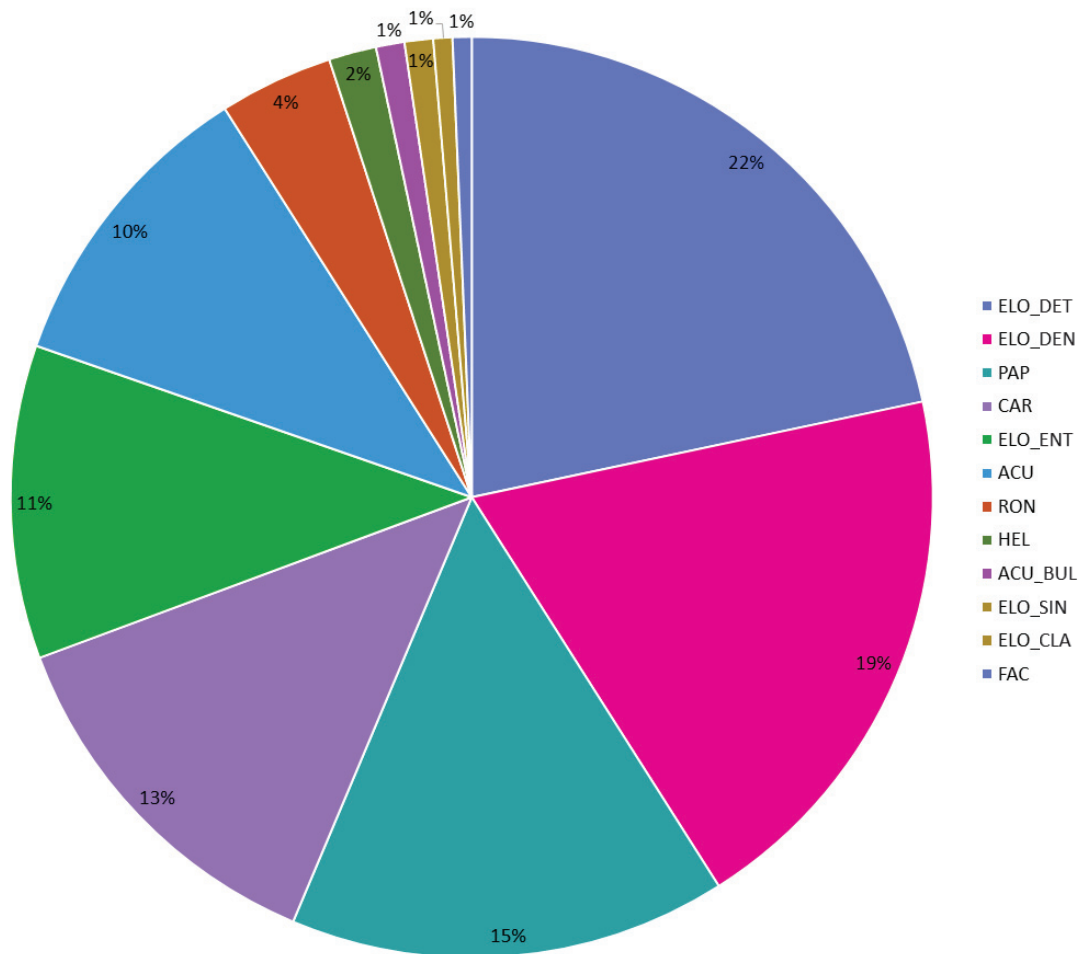
Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	-	-	-	-
	b	vorhanden	-	-	-
	c	vorhanden	-	-	-
	d	sporadisch	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-	-
	b	vorhanden	sporadisch	-	-
	c	vorhanden	sporadisch	-	sporadisch
	d	vorhanden	sporadisch	-	sporadisch

Indikator für Pooideae	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	vorhanden	vorhanden	-	vorhanden
	b	sporadisch	-	-	sporadisch
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CAR</i>	a	vorhanden	vorhanden	-	vorhanden
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-

Spelze

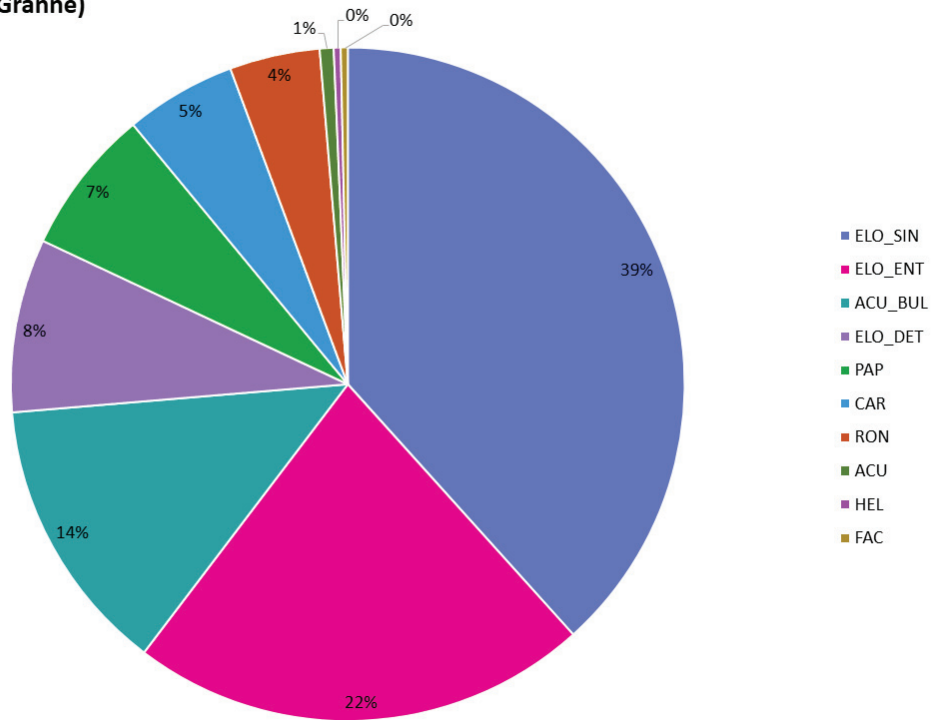
Urdinkel (Spelze)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_DET		29	17	19	65
ELO_DEN		38	17	3	58
PAP	22	24			46
CAR	39				39
ELO_ENT		22	6	5	33
ACU	2	5	8	17	32
RON	11	1			12
HEL	2	2	1		5
ACU_BUL		3			3
ELO_SIN		3			3
ELO_CLA		2			2
FAC		2			2
Summe	76	131	49	44	300

Granne

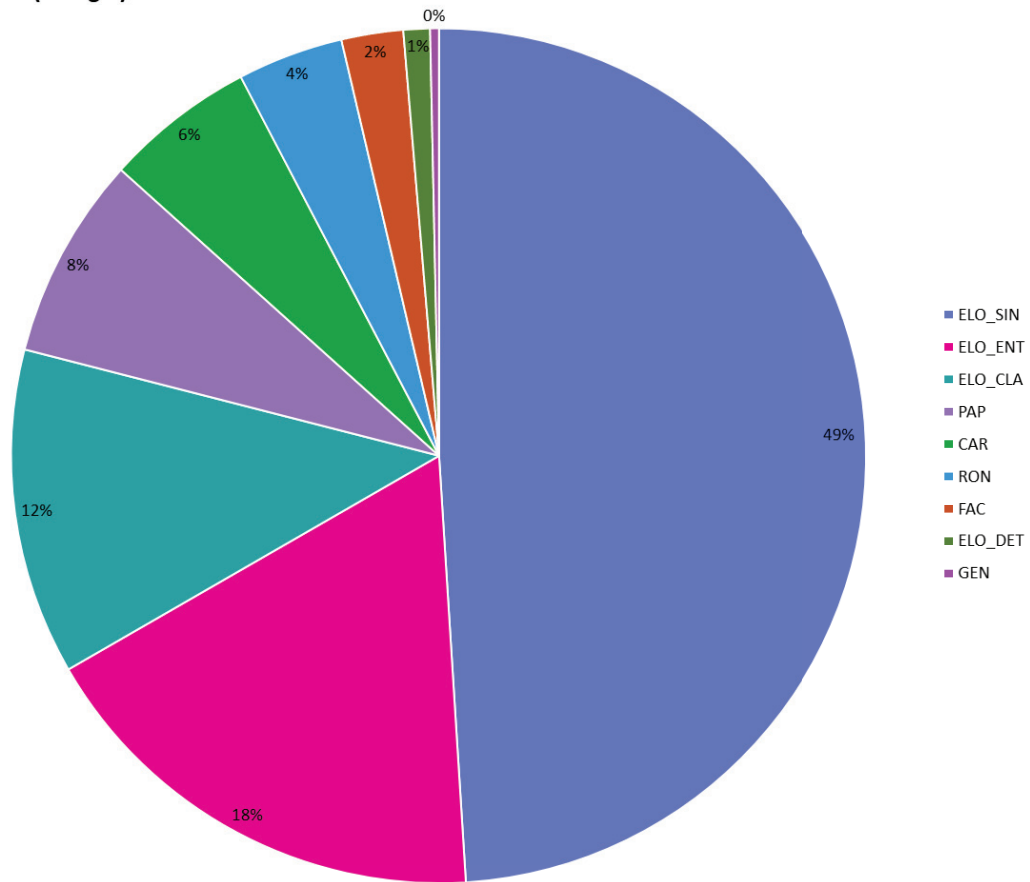
Urdinkel (Granne)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN		71	39	5	115
ELO_ENT		33	25	8	66
ACU_BUL			3	37	40
ELO_DET		7	10	8	25
PAP	4	17			21
CAR	16				16
RON	13				13
ACU			1	1	2
HEL		1			1
FAC		1			1
Summe	33	130	78	59	300

Stängel

Urdinkel (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN		110	34	3	147
ELO_ENT		35	11	7	53
ELO_CLA		31	6		37
PAP	17	6			23
CAR	17				17
RON	11	1			12
FAC		5	1	1	7
ELO_DET			1	2	3
GEN				1	1
Summe	45	188	53	14	300

Waldstaudenroggen *Secale cereale*

Bäckerei/Handel

Urkorn-Puristen

Referenzproben

Auswertung

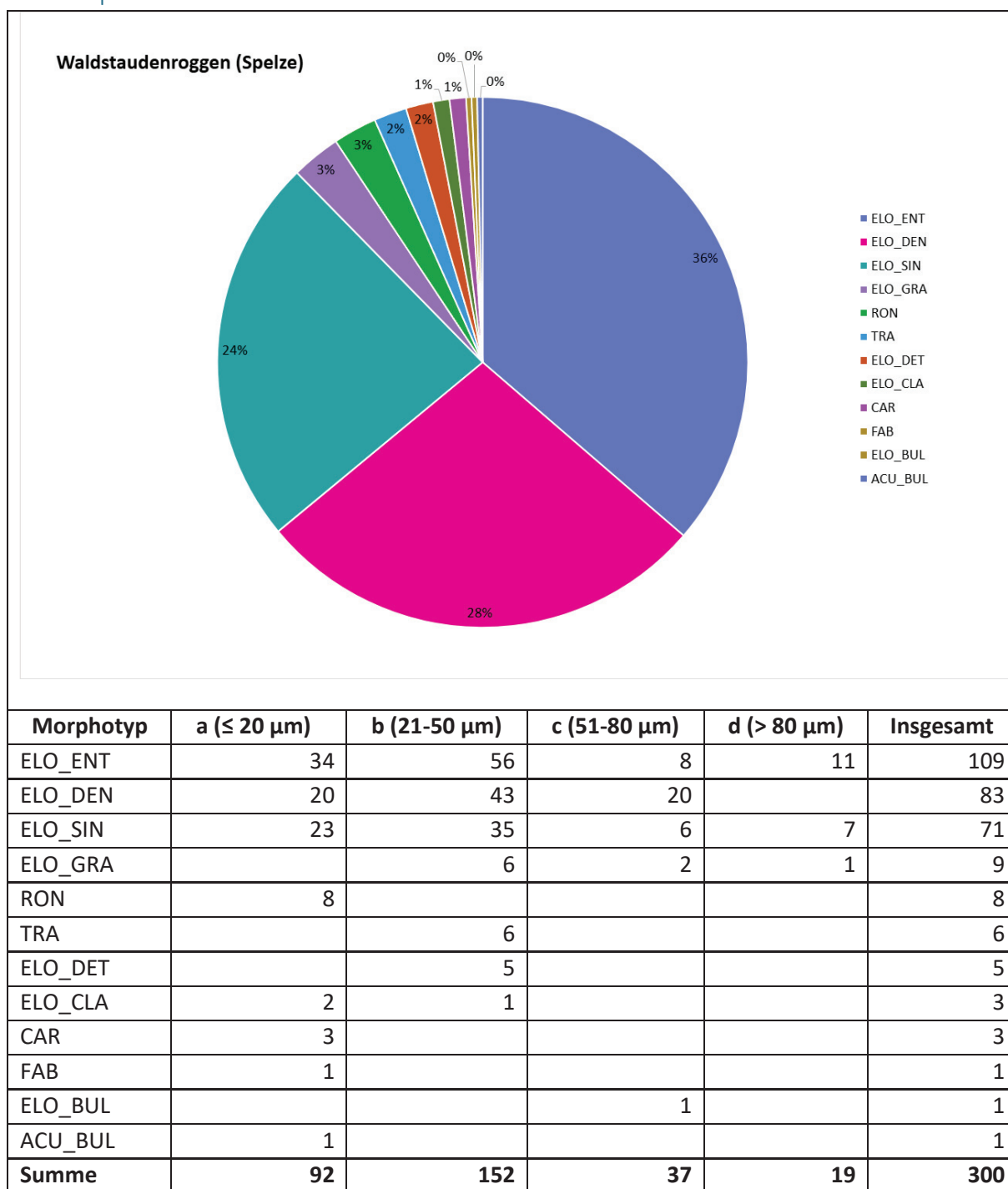
	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
Anzahl Morphotypen	12	14	-	9
häufige Morphotypen	ELO_ENT (b)	-	-	ELO_SIN (b)

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	vorhanden	-	-	vorhanden
	b	vorhanden	-	-	vorhanden
	c	vorhanden	-	-	vorhanden
	d	-	-	-	sporadisch
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-	vorhanden
	b	sporadisch	-	-	vorhanden
	c	-	-	-	vorhanden
	d	-	-	-	vorhanden

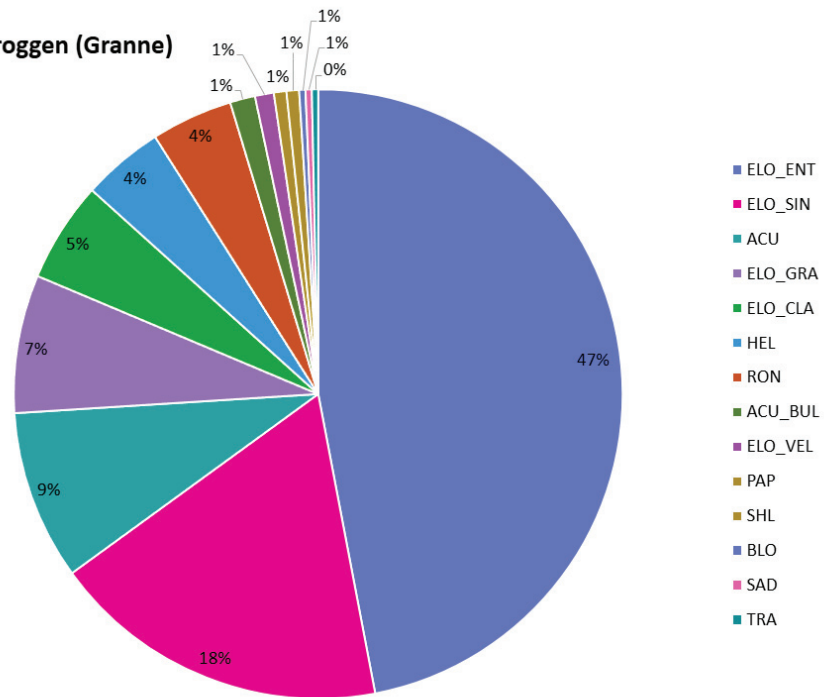
Indikator für Pooideae	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	Sporadisch	sporadisch	-	vorhanden
	b	-	sporadisch	-	-
	c	-	sporadisch	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	sporadisch
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CAR</i>	a	sporadisch	vorhanden	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-

Spelze



Granne

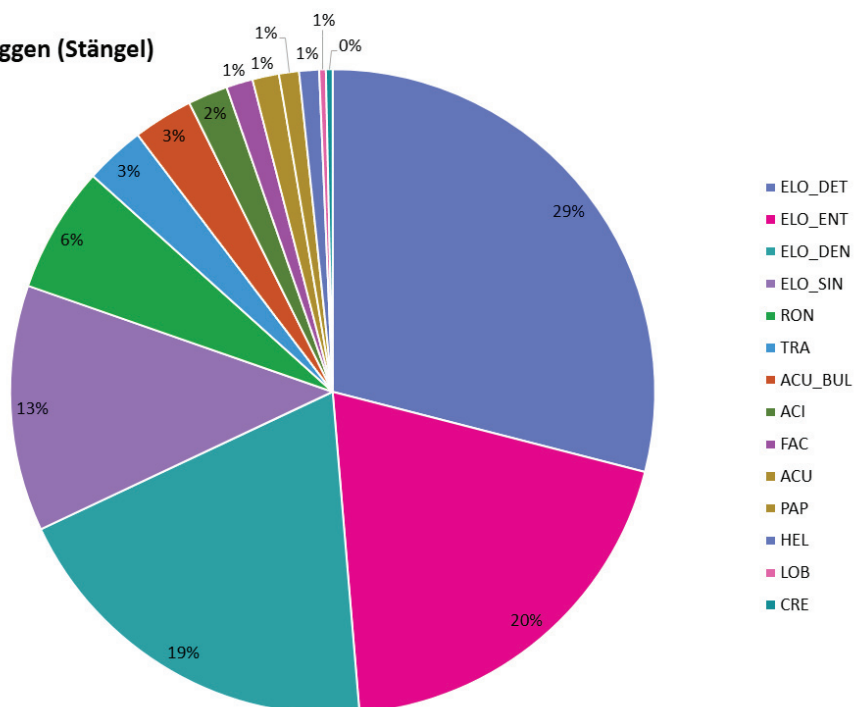
Waldstaudenroggen (Granne)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	45	34	53	8	141
ELO_SIN	12	28	14		54
ACU	8	5	9	5	27
ELO_GRA	4	6	10	2	22
ELO_CLA	3	5	5	3	16
HEL	1	5	4	3	13
RON	8	1	4		13
ACU_BUL		2	1	1	4
ELO_VEL		2	1		3
PAP	1	1			2
SHL		2			2
BLO			1		1
SAD	1				1
TRA	1				1
Summe	84	91	102	22	300

Stängel

Waldstaudenroggen (Stängel)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_DET	21	39	15	12	87
ELO_ENT	4	30	21	4	59
ELO_DEN	15	30	12	1	58
ELO_SIN	5	29		3	37
RON	19				19
TRA	6	3			9
ACU_BUL	4	2		3	9
ACI		4	1	1	6
FAC	1	2	1		4
ACU		1	1	2	4
PAP	2		1		3
HEL		3			3
LOB	1				1
CRE		1			1
Summe	78	144	52	26	300

Winterdurum *Triticum durum*

Standort

Versuchsfläche Haus 3 der Hochschule Neubrandenburg

Referenzproben

Auswertung

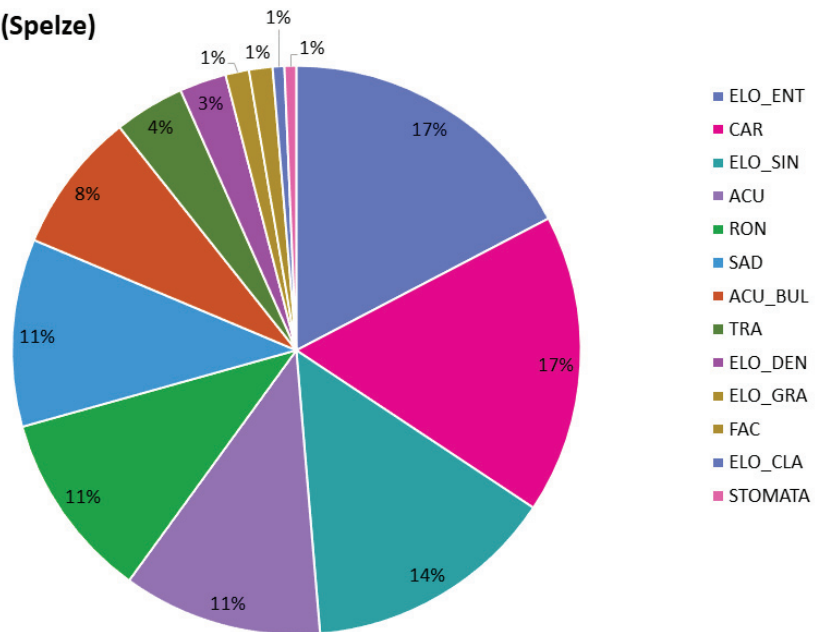
	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
Anzahl Morphotypen	13	8	13	15
häufige Morphotypen	-	ELO_ENT (b) PAP (a)	ELO_SIN (b) ELO_ENT (b)	ELO_SIN (a)

Morphotypen als Indikatorfunktion

Indikator für Spelzen	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>ELO_DEN</i>	a	sporadisch	-	-	sporadisch
	b	sporadisch	-	vorhanden	sporadisch
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELO_DET</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	sporadisch	-
	c	-	-	-	-
	d	-	sporadisch	-	-

Indikator für Pooideae	Größenklassen	<i>Spelze</i>	<i>Granne</i>	<i>Blatt</i>	<i>Stängel</i>
<i>RON</i>	a	vorhanden	sporadisch	-	vorhanden
	b	sporadisch	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>CRE</i>	a	-	-	sporadisch	sporadisch
	b	-	-	vorhanden	sporadisch
	c	-	-	sporadisch	-
	d	-	-	-	-
<i>CAR</i>	a	-	sporadisch	vorhanden	vorhanden
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>OBL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-
<i>ELL</i>	a	-	-	-	-
	b	-	-	-	-
	c	-	-	-	-
	d	-	-	-	-

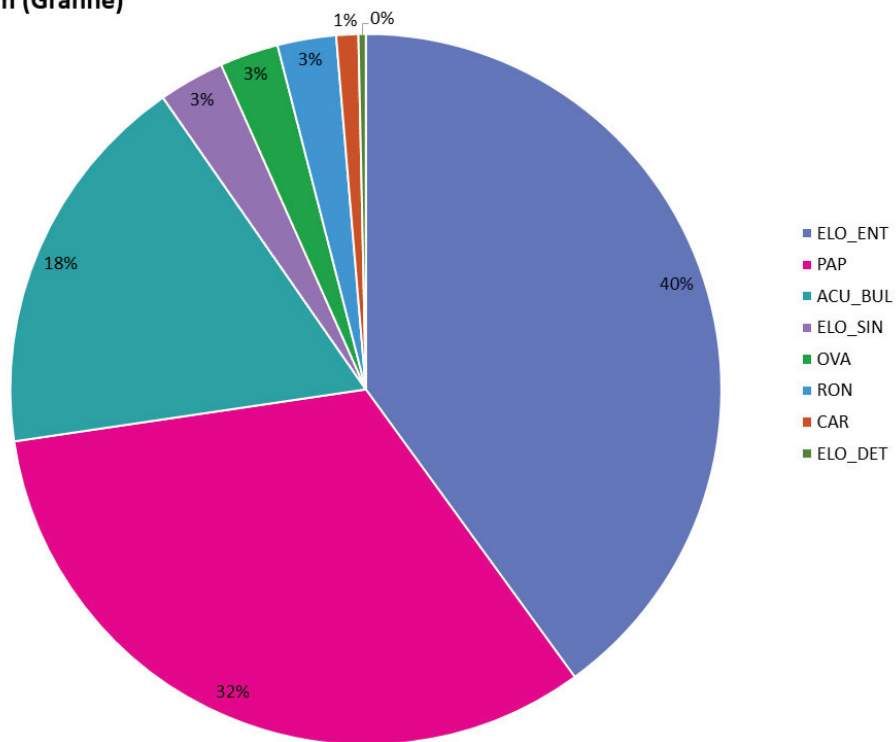
Winterdurum (Spelze)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	35	15	2		52
CAR	50	1			51
ELO_SIN	36	7			43
ACU	17	10	5	2	34
RON	31	1			32
SAD	32				32
ACU_BUL	21	3			24
TRA	12				12
ELO_DEN	7	1			8
ELO_GRA	3	1			4
FAC	2	2			4
ELO_CLA	2				2
STOMATA		2			2
Summe	248	43	7	2	300

Granne

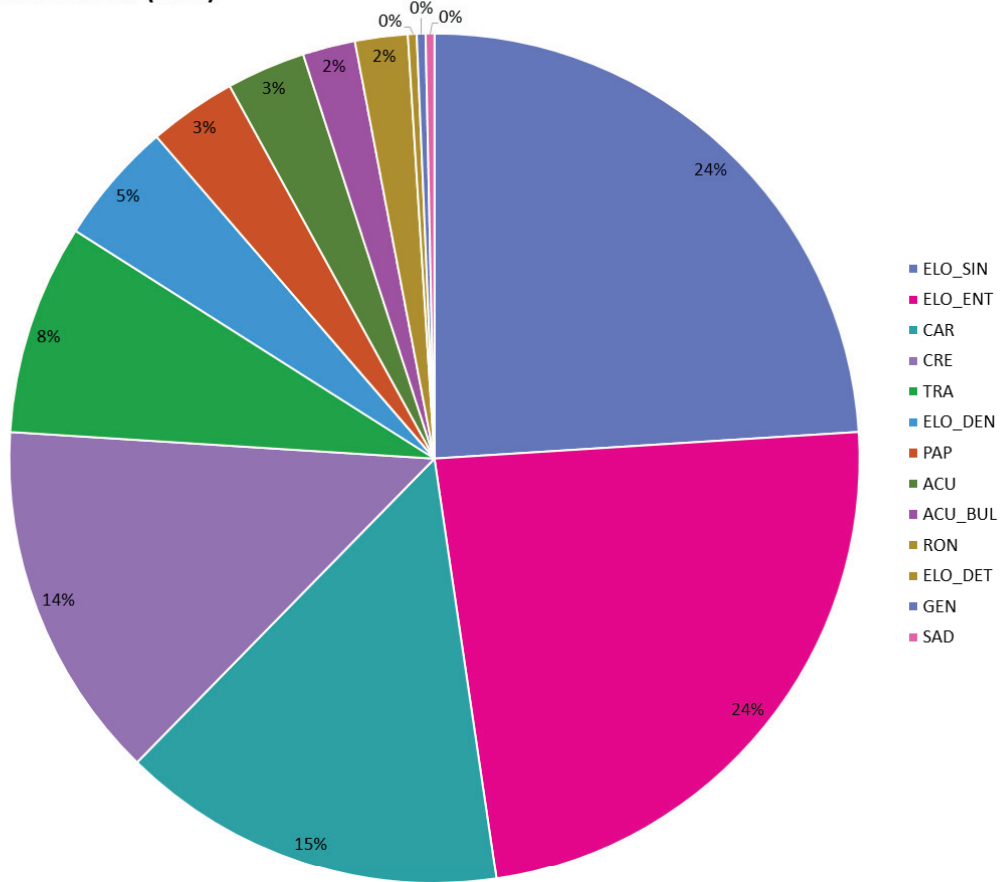
Winterdurum (Granne)



Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_ENT	7	99	13	1	120
PAP	82	16			98
ACU_BUL	4	32	16	1	53
ELO_SIN		8	1		9
OVA	8				8
RON	8				8
CAR	3				3
ELO_DET				1	1
Summe	112	8	30	3	300

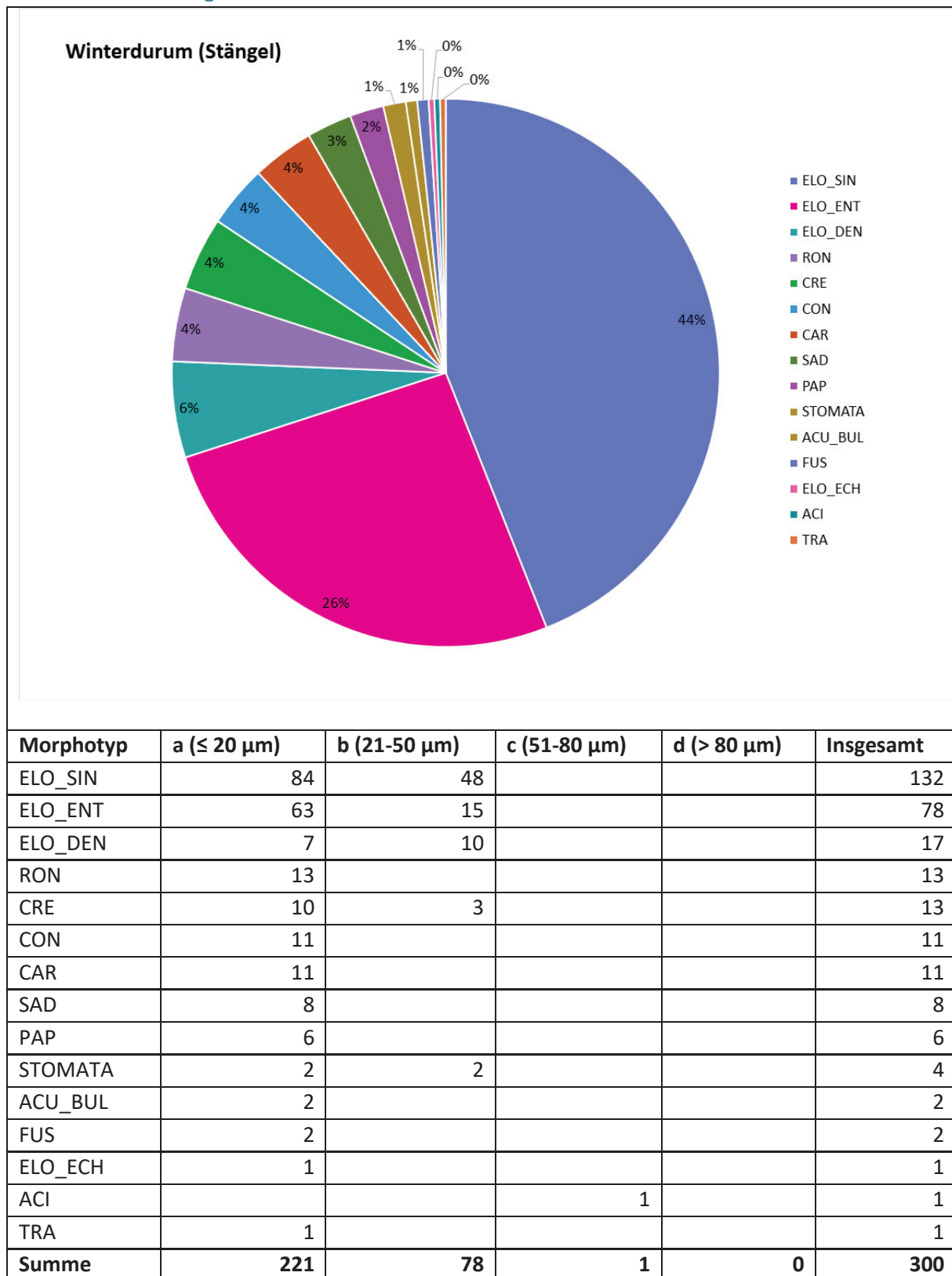
Blatt

Winterdurum (Blatt)

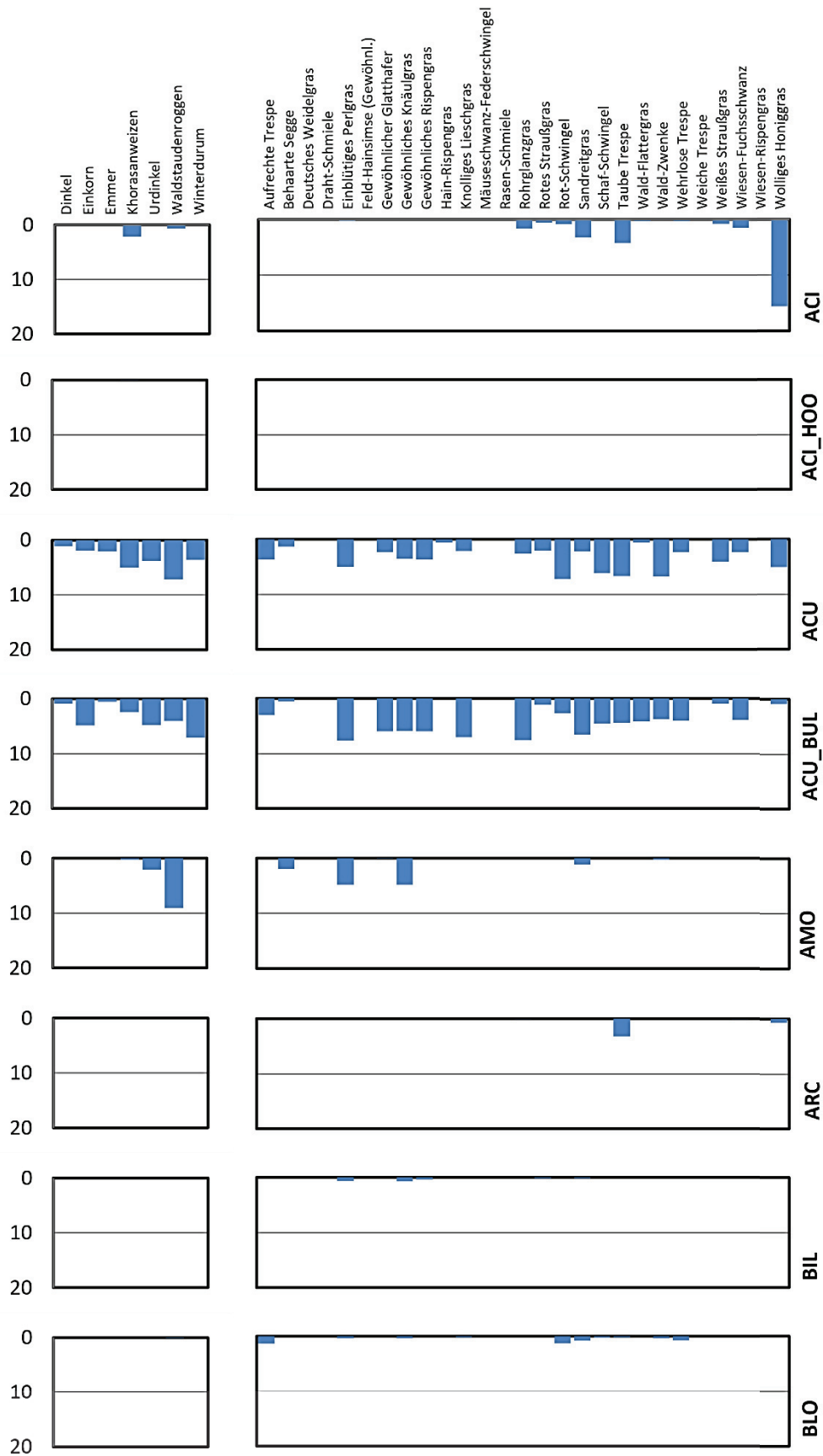


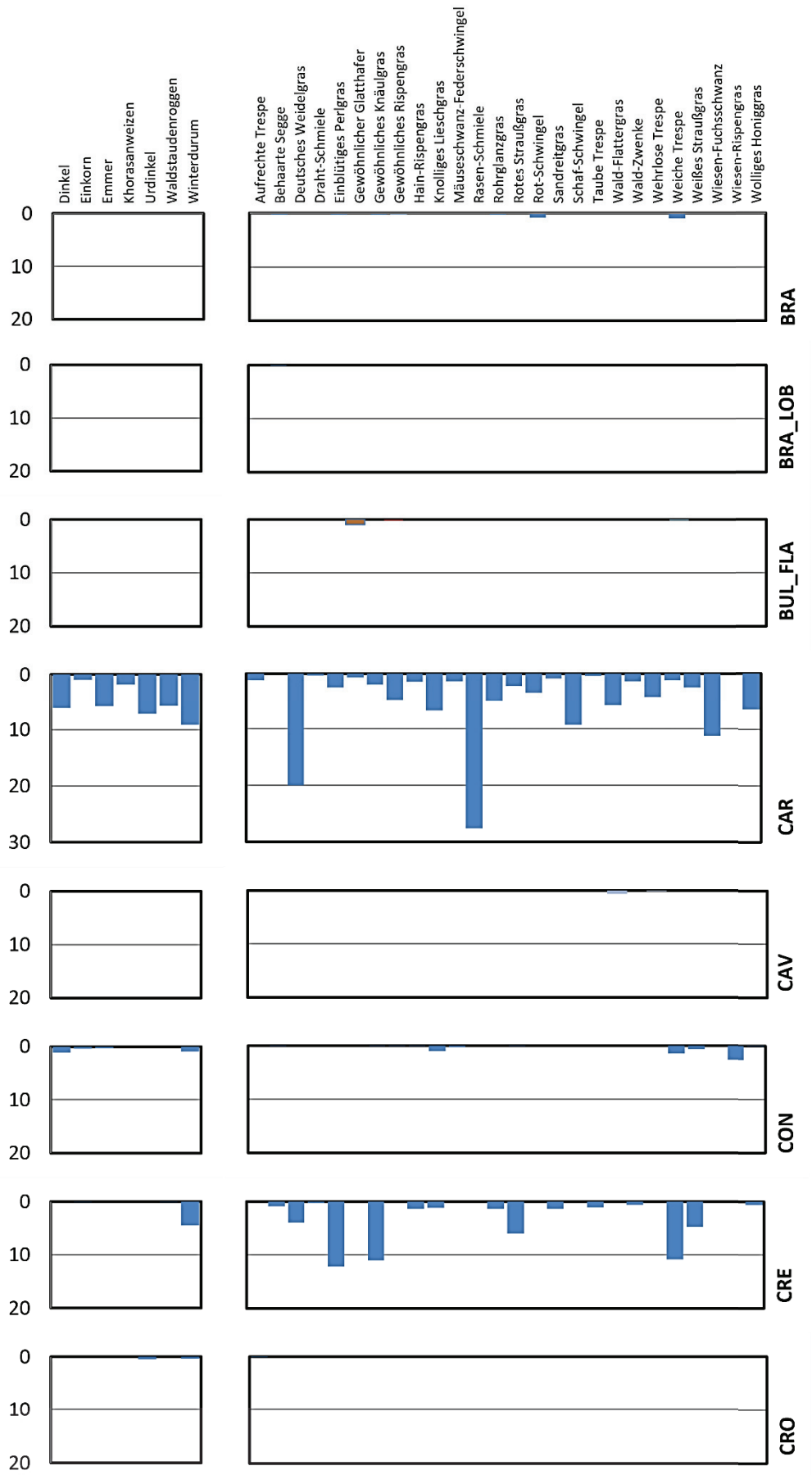
Morphotyp	a ($\leq 20 \mu\text{m}$)	b (21-50 μm)	c (51-80 μm)	d ($> 80 \mu\text{m}$)	Insgesamt
ELO_SIN		69	3		72
ELO_ENT		64	7		71
CAR	44				44
CRE	9	27	5		41
TRA	16	8			24
ELO_DEN		14			14
PAP	7	3			10
ACU		8	1		9
ACU_BUL		6			6
RON	6				6
ELO_DET		1			1
GEN			1		1
SAD	1				1
Summe	83	200	17	0	300

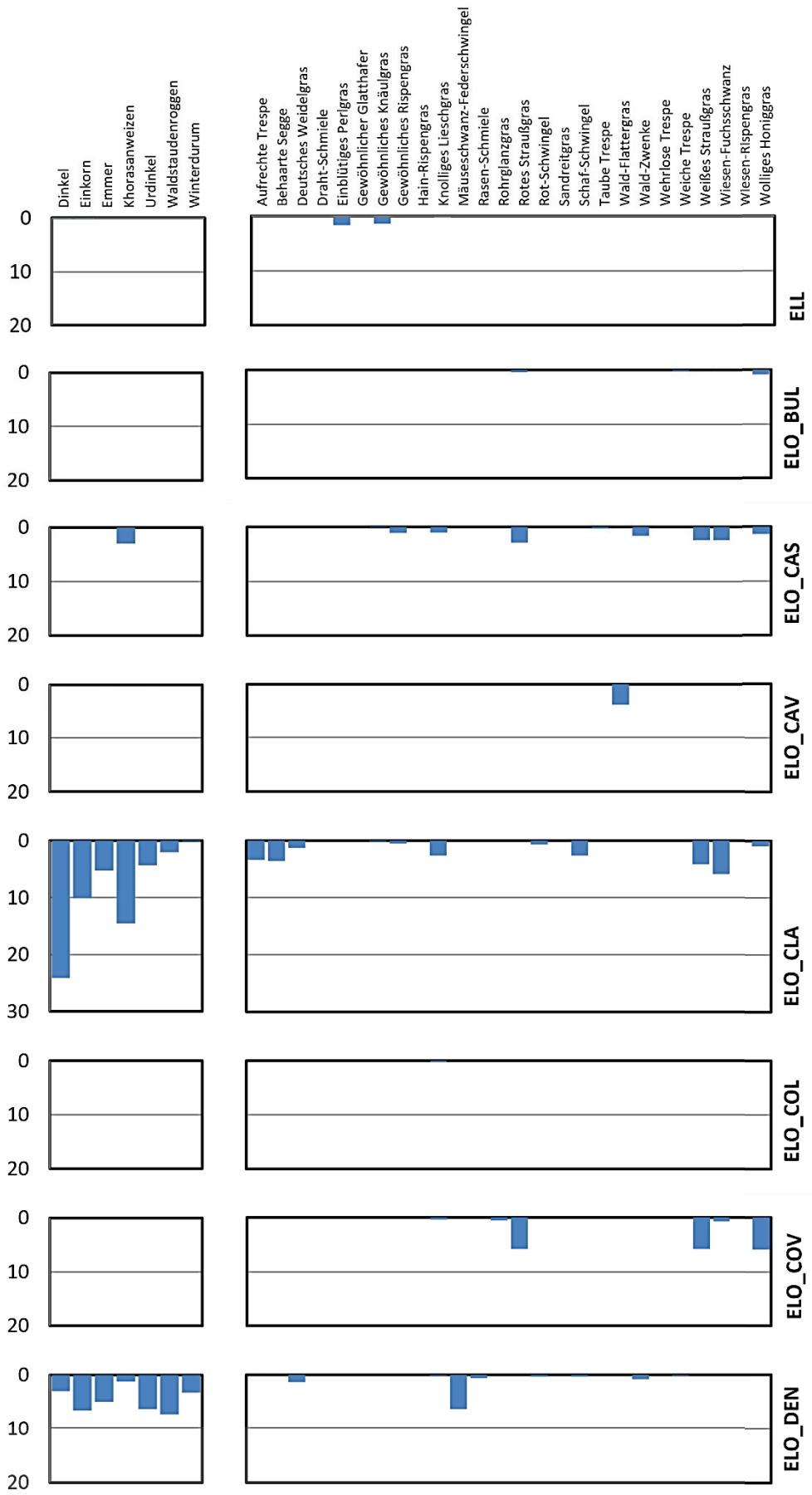
Stängel

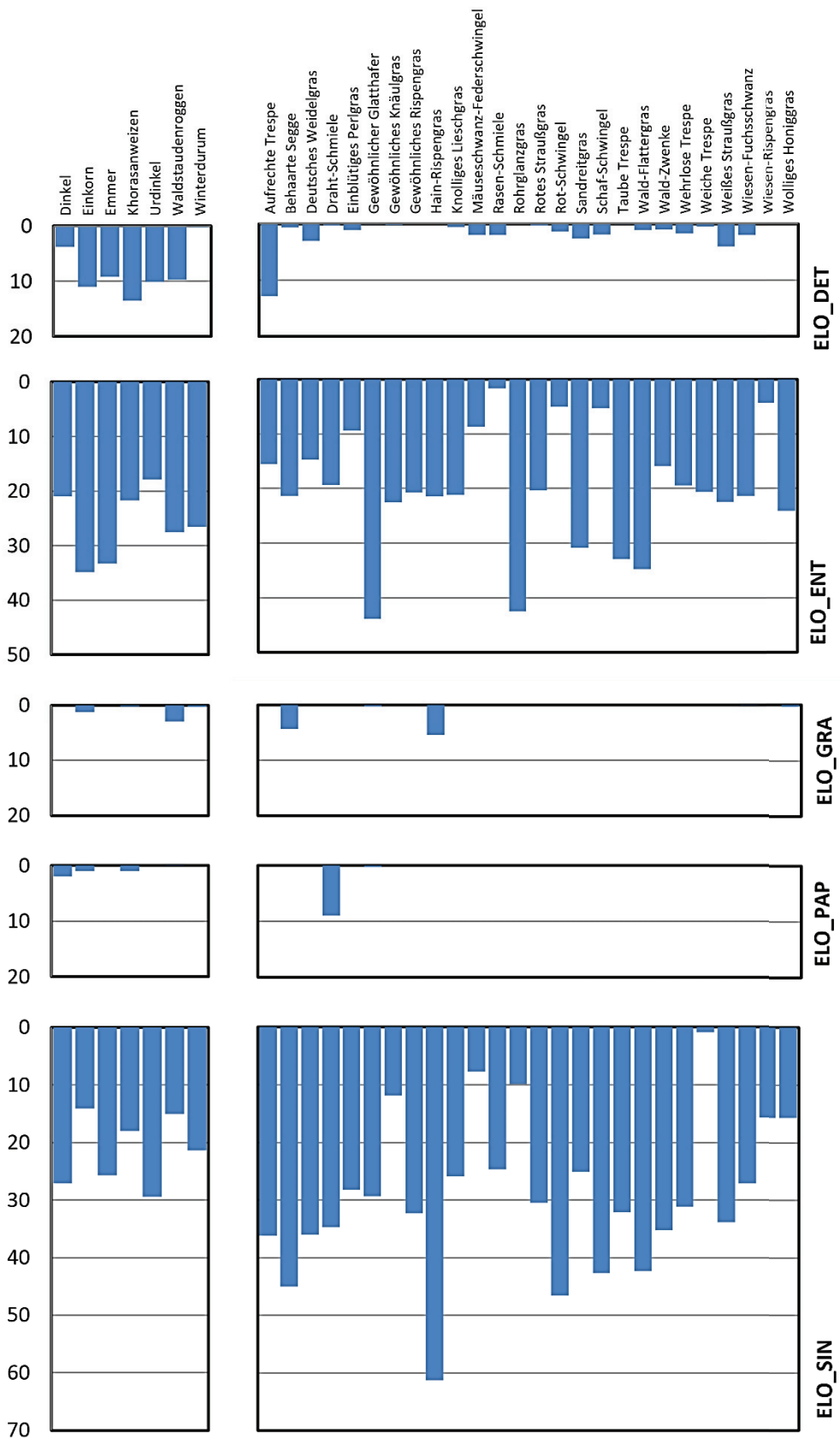


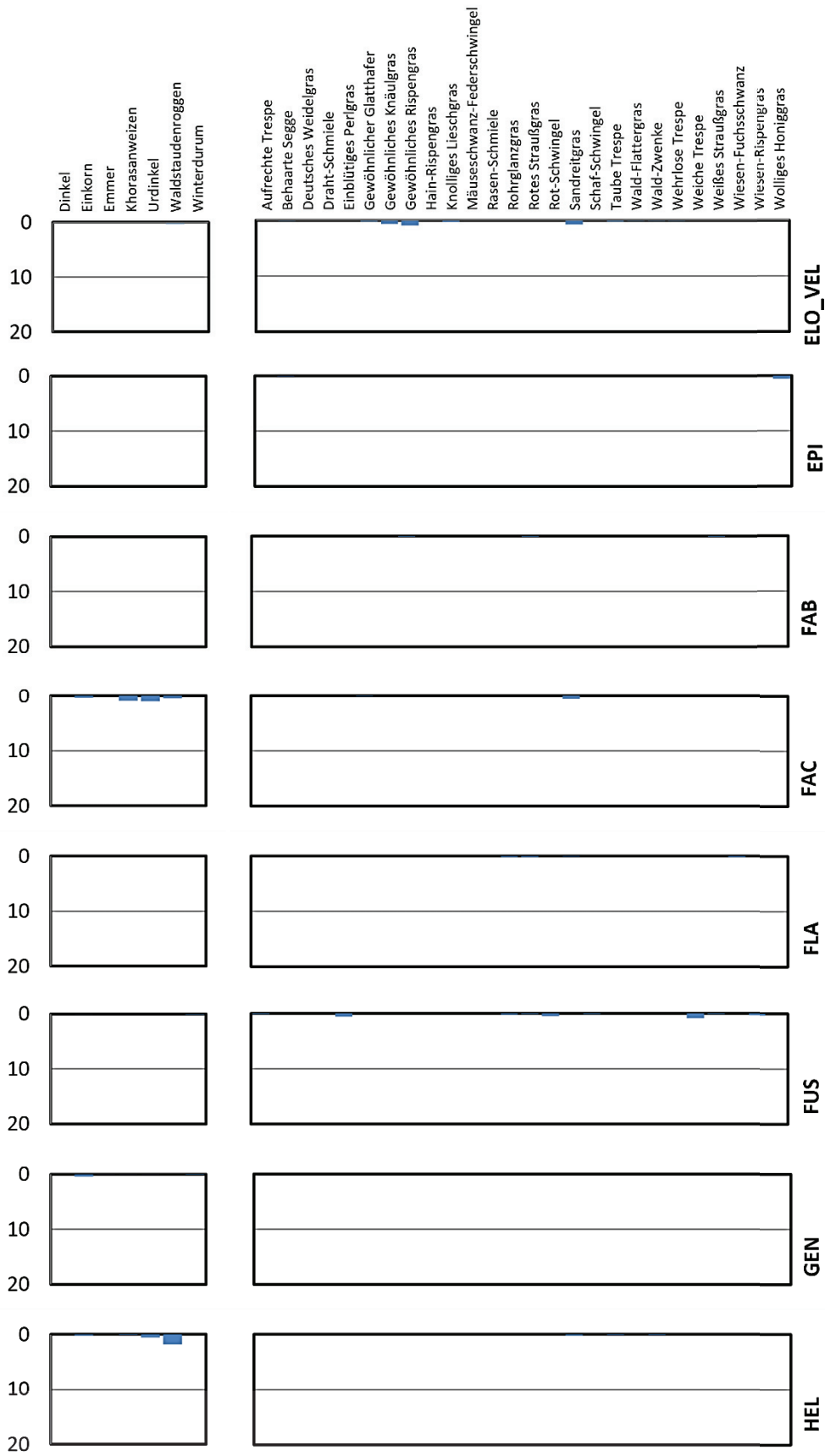
Anhang 2: Matrixdiagramm - Getreide & Gräser im Vergleich

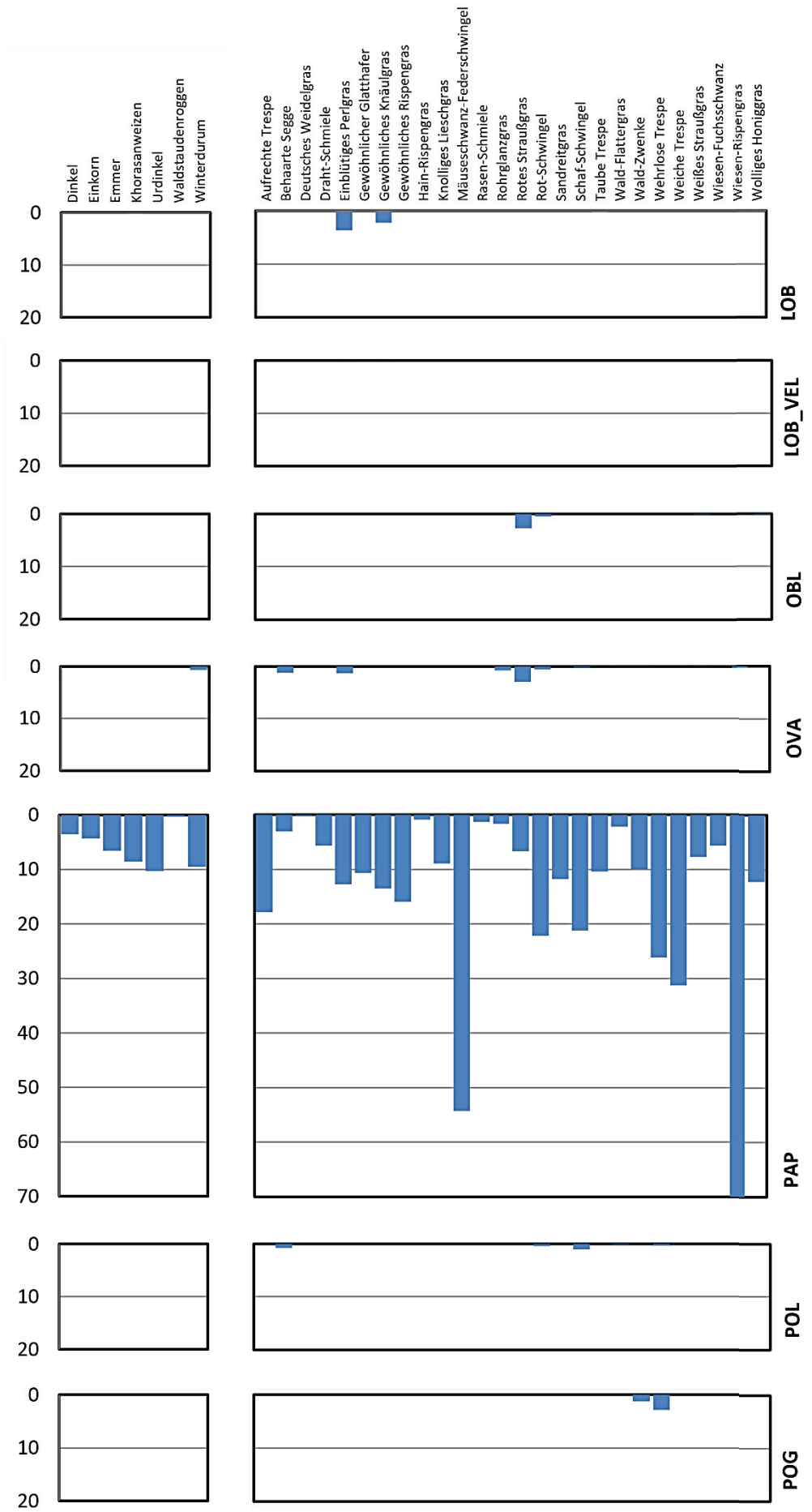


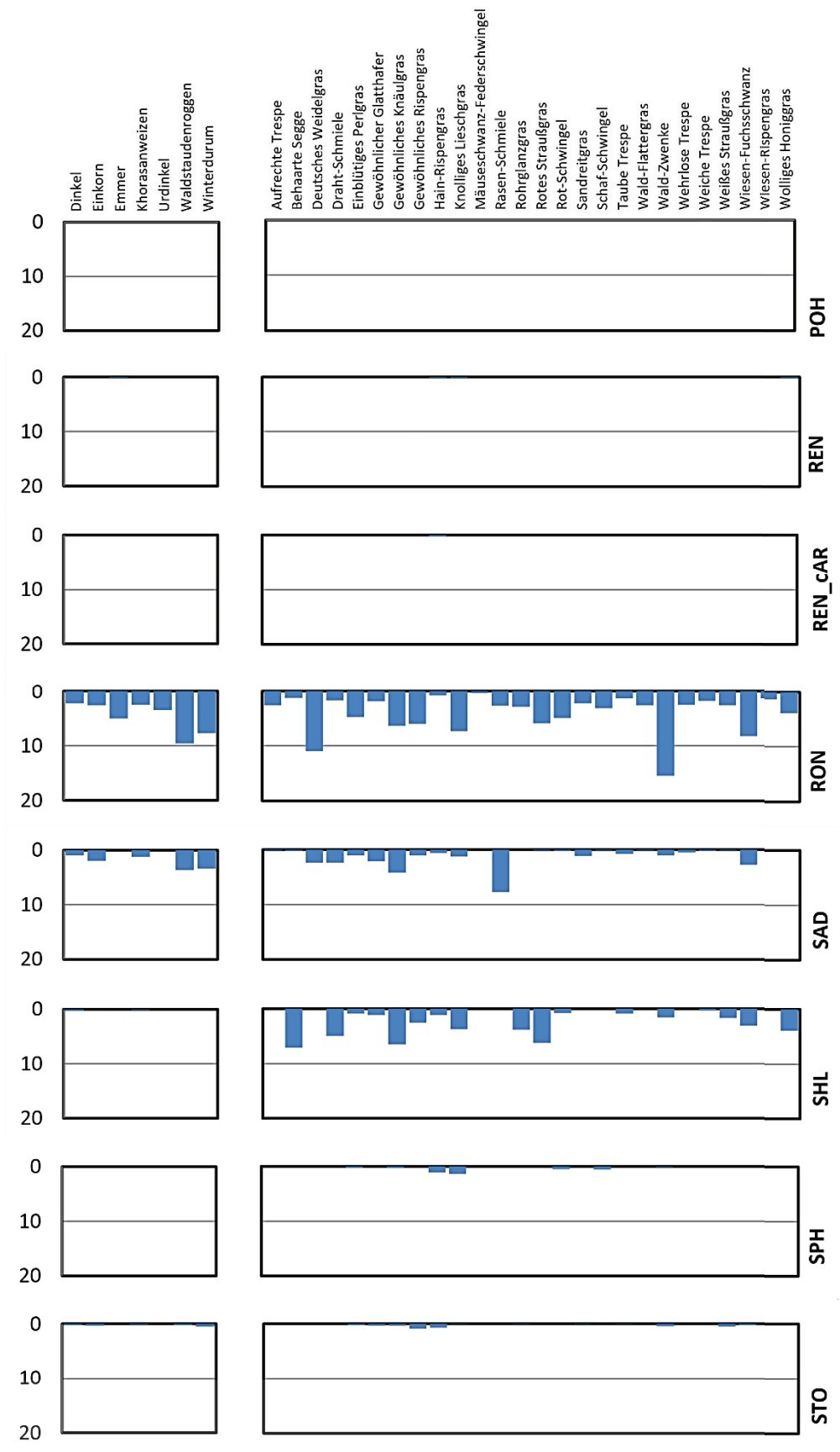


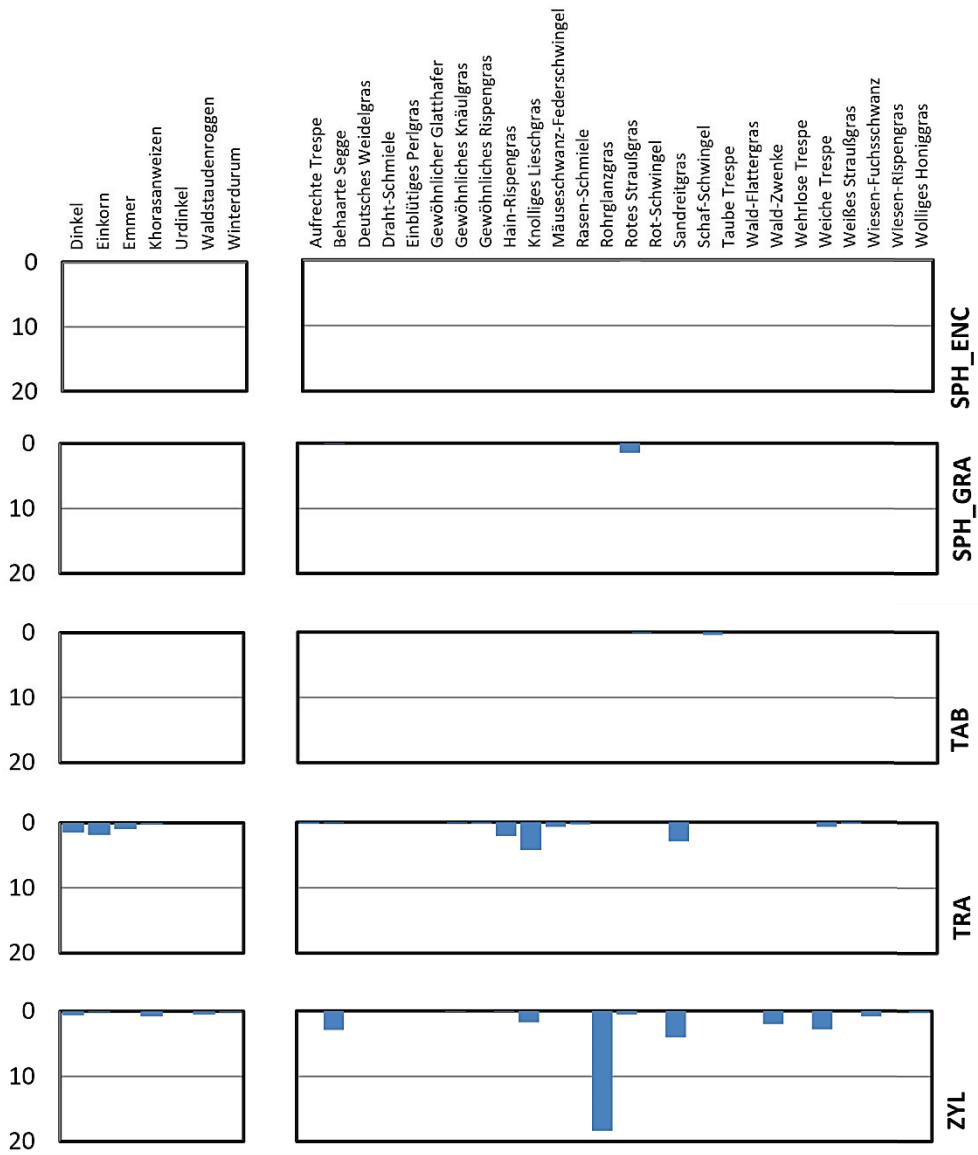








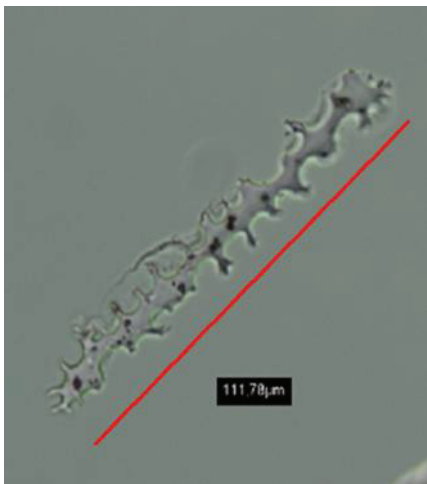
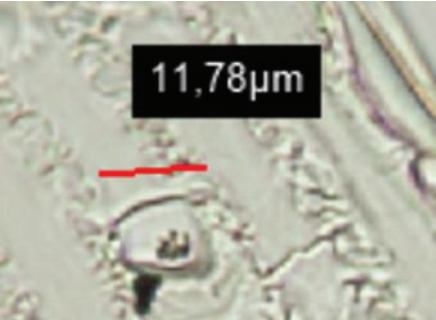
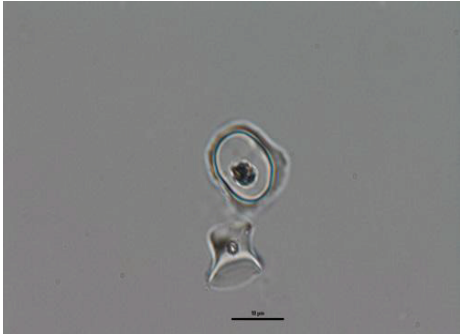
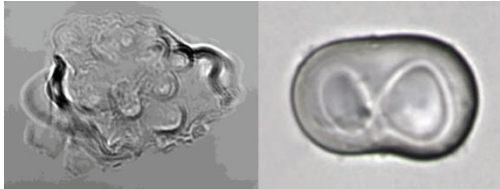
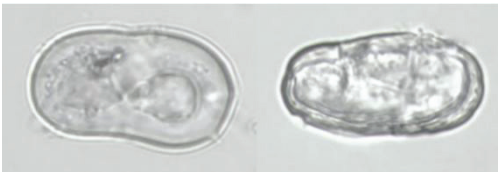
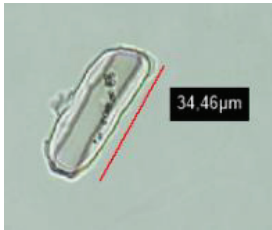
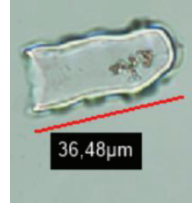
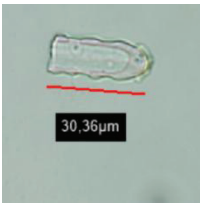


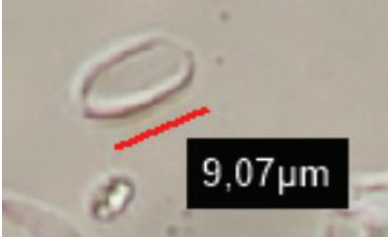
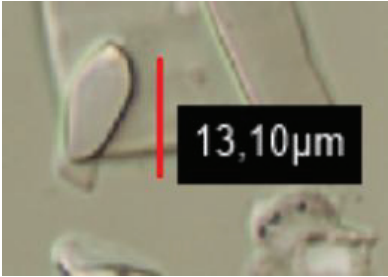
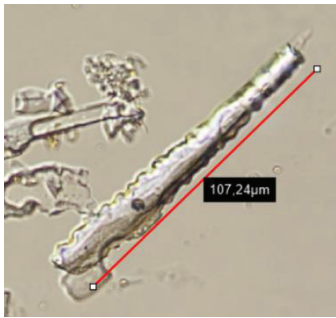
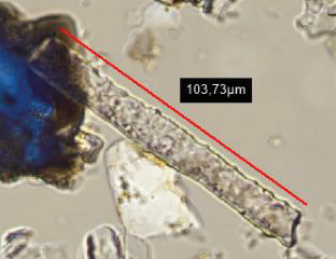
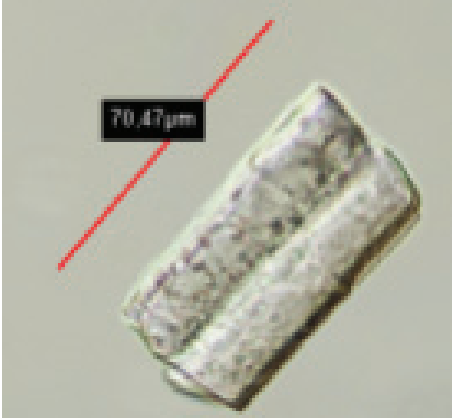
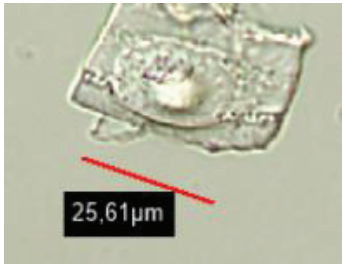


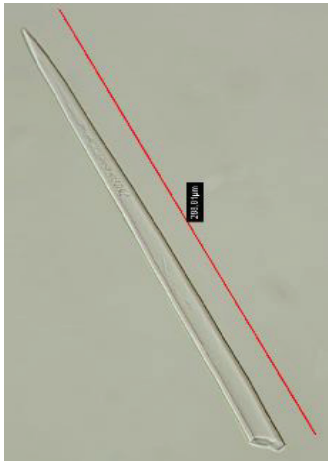
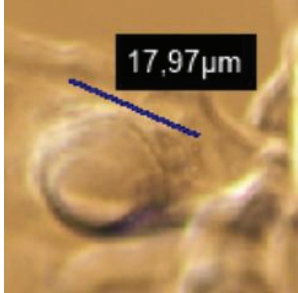
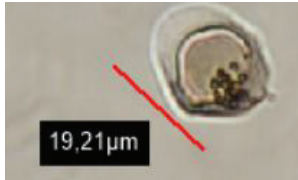
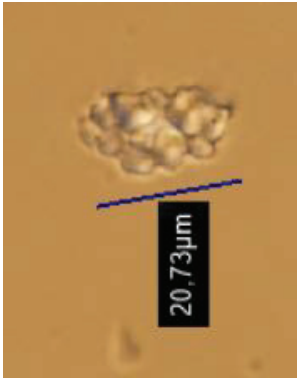
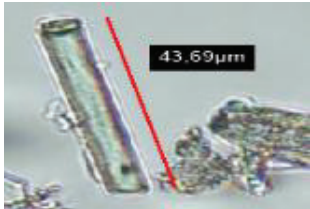
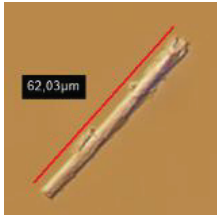
Anhang 3: Kurzbeschreibung Formtypen

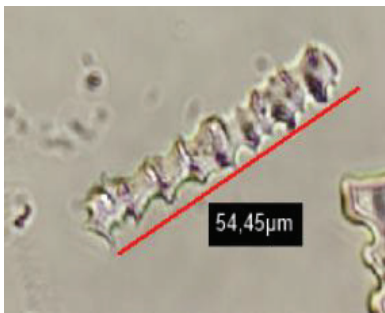
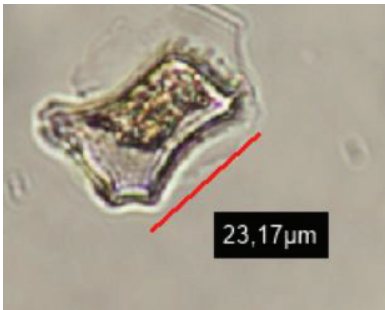
	Phytolithe	Code	(Kurz-)Beschreibung
Form	acicular	ACI	lang, nadelförmig, Verjüngung
	bulbous	BUL	bauchig, knollig, zwiebelartig
	carinate	CAR	kielförmig, gekielter Kamm
	conical	CON	kegelstumpfförmig, kegelförmig
	cylindrical	ZYL	rollen-, walzen-, zylinderförmig, zylinderartig stielrund
	ellipsoidal	ELL	oval, elliptisch, länglich mit abgerundeten Enden
	polyhedral	POL	vieleckig
	prismatic	PRI	prismenförmig
	spheroidal	SPH	kugelförmig
	acute	ACU	pfeilartig, Verjüngung
	arcuate	ARC	bogenförmig, Verjüngung
	brachiate	BRA	verzweigt
	elongated	ELO	zwei Seiten länger, lang, rechteckig
	flabellate	FLA	fächerförmig
	fusiform	FUS	spindelförmig
	geniculate	GEN	knieförmig, gebogen, geknickt
	lobate	LOB	abwechselnd konkav und konvex, zwei oder mehr "Läppchen" (lobes), kurze Form z. T. hantelförmig
	oblong	OBL	länglich mit abgerundeten Enden
	ovate	OVA	eiförmig
	polygonal	POG	vieleckig
	reniform	REN	nierenförmig
	rondel	RON	runde Formen, die in der Höhe variieren können
	sattel	SAD	sattelförmig
Rand	castellate	CAS	burgartig gezahnt
	clavate	CLA	gekeult gezahnt
	columnar	COL	säulenartig gezahnt
	crenate	CRE	gekerbt
	dendritic	DEN	verzweigt, verästelt
	dentate	DET	sägezahnartig
	entire	ENT	gerade, glatt
	sinuate	SIN	unregelmäßig
	velloate	VEL	kleine Spitzen in regelmäßigen Abständen oder einmalig
Oberfläche	annulate	ANN	Rillen in regelmäßigen Abständen
	facetate	FAC	konkave Oberflächenstruktur
	gibbate	GIB	knötchenartige Erhebungen, meist ovale/spindelartige Form
	helical	HEL	spiralartig (Körper meist zylinderförmig, länglich)
	papillar	PAP	warzenförmige Erhebungen, evtl. spitzzulaufend
	tracheary	TRA	Rillen in regelmäßigen Abständen

Anhang 4: Beispielfotos Formtypen

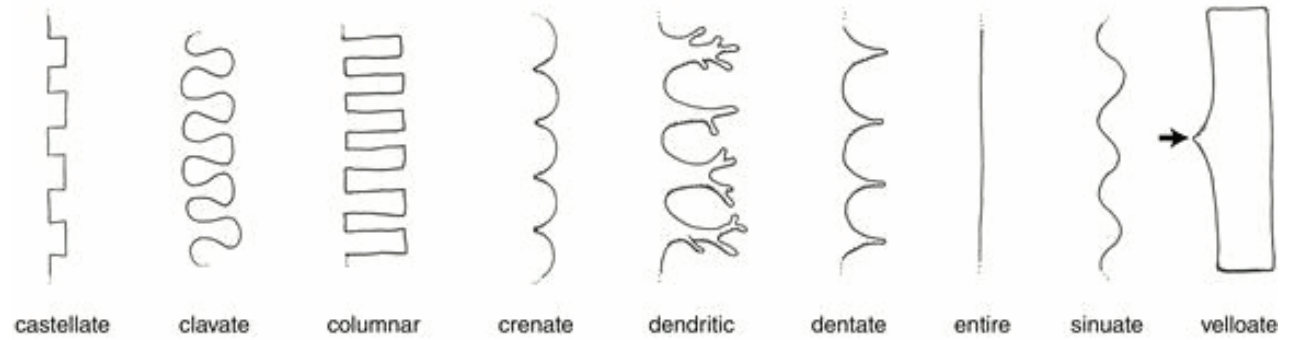
ELO_DEN	CAR	ELO_DET
 	  	 
Art: Dinkel (Spelze), Waldstaudenroggen (Stängel)	Art: Dinkel (Blatt), Emmer (Stängel), Schaf-Schwengel (Blatt)	Art: Einorn (Spelze)
RON	ELL	CRE
	 	  
PHYTCORE DB: DUNN (o. A.)	ICPN 2.0: BASE & NEUMANN (2019: 5)	Art: Weiche Trespe (Blatt)

OBL	ELO_SIN	ELO_ENT
  	  	 
Art: Waldzwenke (Stängel), Waldflattergras (Blatt), Rohr-Glanzgras (Blüte)	Art: Wiesen-Fuchsschwanz (Stängel), Rot-Straußgras (Blatt)	Art: Wald-Flattergras (Blatt), Taube Trespe (Blatt)
PAP	ACU_BUL	ACU
 	 	
Art: Emmer (Spelze), Khorasanweizen (Granne)	Art: Waldstaudenroggen (Granne), Gewöhnliches Knäuelgras (Blüte)	Art: Emmer (Blatt)

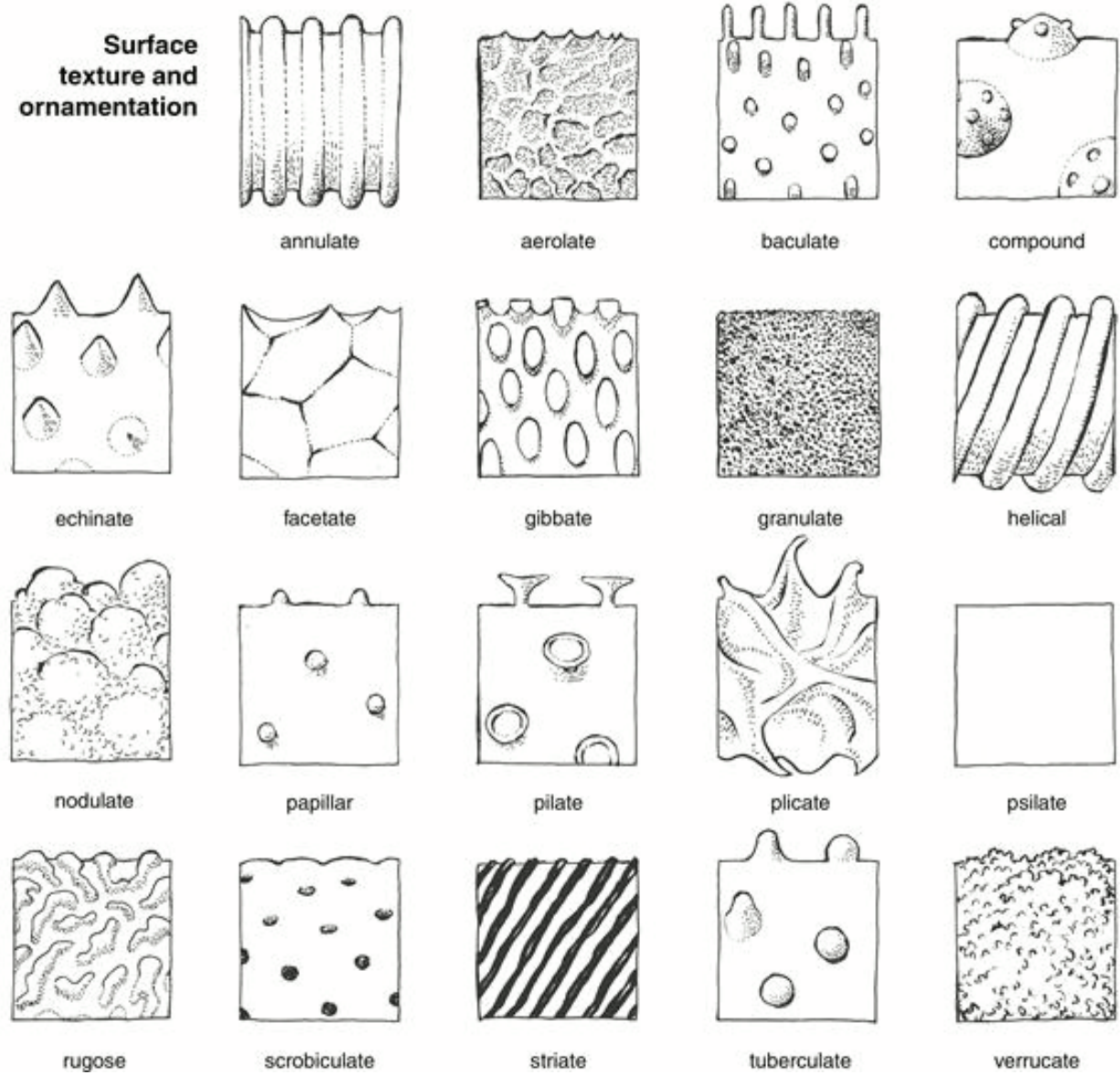
ARC	ACI	CON
		 
Art: weiche Trespe (Blatt)	Art: Weiche Trespe (Blatt)	Art: Einkorn (Stängel), Dinkel (Stängel)
FAC	ZYL	ELO_PAP
	 	 
Art: Einkorn (Stängel)	Art: Waldstaudenroggen (Spelze), Einkorn (Stängel)	Art: Gewöhnlicher Glatthafer (Blatt), Waldstaudenroggen (Stängel)
SPH	TRA	OVA
		 
Art: Wad-Zwenke (Blüte)	Art: Land-Reitgras (Blüte)	Art: Schaf-Schwingel (Blatt), Rot-Schwingel (Blatt)

ELO_VEL	ELO_GIB	ELO_HEL
		
Art: Gewöhnlicher Glatthafer (Blatt)	Art: Gewöhnlicher Glatthafer (Blüte)	Art: Land-Reitgras (Blatt)
POL	BIL	SAD
		
Art: Land-Reitgras (Blatt)	Art: Gewöhnliches Knäuelgras (Blatt)	PHYTCORE DB: o. A

Margins

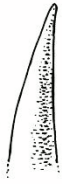


Surface texture and ornamentation

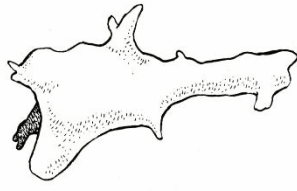


Shape

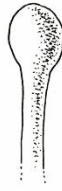
3-D



acicular



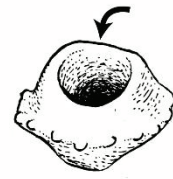
amoeboid



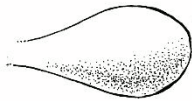
bulbous



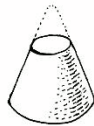
carinate



cavate



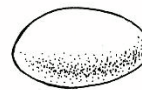
claviform



conical



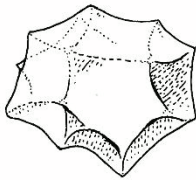
cylindrical



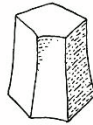
ellipsoidal



nodular



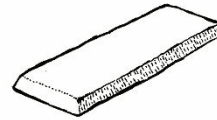
polyhedral



prismatic



spheroidal



tabular

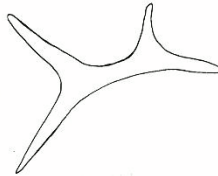
2-D



acute



arcuate



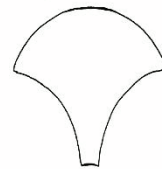
brachiate



circular



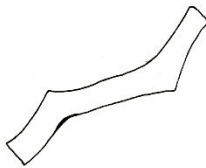
elongate



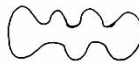
flabellate



fusiform



geniculate



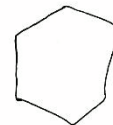
lobate



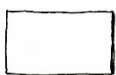
oblong



ovate



polygonal



rectangular



reniform



trapeziform

General descriptors



← castula

(NEUMANN ET AL. 2019: 193)

Danksagung

An dieser Stelle möchten wir uns herzlich bei allen bedanken, die zum Gelingen dieser Masterarbeit beigetragen haben.

Unser besonderer Dank gilt unseren Prüfern Prof. Dr. Maik Stöckmann und Prof. Dr. David Vollmuth für ihre fachliche Unterstützung, die wertvollen Anregungen sowie die konstruktive Begleitung während des gesamten Arbeitsprozesses.

Ein herzliches Dankeschön gilt auch Dipl.-Ing. agr. Bernd Schulze sowie Stefanie Dehn (Urkorn-Puristen) für die Bereitstellung des Getreides, das eine zentrale Grundlage dieser Arbeit bildete. Da wir auf gering gezüchtete Getreidesorten angewiesen waren, gestaltete sich die Beschaffung als besonders herausfordernd. Umso dankbarer sind wir für die freundliche, geduldige und engagierte Unterstützung – ohne die Hilfe wäre die praktische Umsetzung in dieser Form kaum möglich gewesen.

Ein großes Dankeschön geht außerdem an das Hochschul- und Sicherheitspersonal, dass uns trotz Bibliotheksumzug und Semesterferien den Zugang zu den PC-Räumen ermöglicht hat. Nicht zu vergessen ein köstliches Dankeschön an die Mitarbeitenden der Cafeteria und Mensa, die uns während dieser Zeit mit kleinen Köstlichkeiten stets bei Laune hielten. 😊

Nicht zuletzt danken wir unseren Korrekturleser*innen – uns gegenseitig sowie den digitalen Diensten – für die Hilfe beim Strukturieren, Formulieren und Durchdenken einzelner Textabschnitte, besonders in stressigen Phasen kurz vor Abgabe.

Und natürlich danken wir all unseren Freund*innen, die uns auf die eine oder andere Weise unterstützt, inspiriert oder einfach zur richtigen Zeit in die richtige Richtung geschubst haben. Nicht zu vergessen die kleine zauberhafte Lotti, die uns täglich daran erinnert hat, Denk- und Schreibpausen einzulegen, um mit ihr Gassi zu gehen. :D

Allen Beteiligten gilt unser aufrichtiger Dank für ihre Unterstützung, ihr Interesse und ihren Beitrag zu dieser Masterarbeit.

[illegible]

