

MASTERARBEIT / MASTER'S THESIS

Titel der Masterarbeit / Title of the Master's Thesis

„Palynologische Untersuchungen der jahreszeitlichen
Veränderungen der von *Apis mellifera* gesammelten
Pollendiversität“

verfasst von / submitted by

Lisa Suess, BEd BEd

angestrebter akademischer Grad / in partial fulfilment of the requirements for the
degree of

Master of Education (MEd)

Wien, 2024 / Vienna 2024

Studienkennzahl lt. Studienblatt /
degree programme code as it appears on
the student record sheet:

UA 199 502 525 02

Studienrichtung lt. Studienblatt /
degree programme as it appears on the
student record sheet:

Masterstudium Lehramt Sek (AB)
Unterrichtsfach Biologie und Umweltbildung
Unterrichtsfach Psychologie und Philosophie

Betreut von / Supervisor:

ao. Univ.-Prof. Dipl.-Geol. Dr. Christa Hofmann

Danksagung

An erster Stelle möchte ich mich herzlich bei meiner Betreuerin ao. Univ.-Prof. Dipl.-Geol. Dr. Christa Hofmann bedanken, die mir die Möglichkeit gab, diese Masterarbeit verwirklichen zu können. Sie stand mir mit ihrer kompetenten fachlichen Unterstützung, hilfreichen Literaturvorschlägen, Tipps und Anleitungen zur praktischen Arbeit im Labor und an den Mikroskopen sowie ihrer Zeit und Geduld zur Seite.

Weiters möchte ich mich bei Jürgen Sieg und beim „Bee.Ed“-Team der Universität Wien, unter der Leitung von Univ.-Prof. Dr. Andrea Möller und Dr. Michaela Panzenboeck, bedanken, die es mir ermöglichten mit ihren Bienen zu arbeiten. Besonderer Dank gilt auch Helene Billinger, die mir mit Rat und Tat beim Anbringen der Pollenfallen beistand.

Außerdem möchte ich mich bei meiner Familie und meinen Freunden bedanken, die mich während meines gesamten Studiums ermutigten und mir Halt gaben. Ein herzlicher Dank gilt an dieser Stelle auch Martin Burtscher, der mich besonders bei der Bearbeitung der Bilder mit seinen technischen Kompetenzen unterstützte.

Zusammenfassung

Apis mellifera tragen im Zuge ihrer Sammelflüge Pollen der Umgebungsvegetation in den Bienenstock ein. Somit können anhand dieses Pollens Rückschlüsse auf das Sammelverhalten der Bienen gezogen werden. Dabei kann bereits die Farbe der Polleneinheiten Hinweise auf die darin enthaltenen Pollentaxa liefern. Die Anzahl der Polleneinheiten und unterschiedlichen Pollentaxa spiegeln dabei die jahreszeitlichen Veränderungen des Sammelverhaltens der Bienen sowie der Vegetation wider. Insgesamt wurden 8 980 Polleneinheiten von *Apis mellifera* Völkern zweier verschiedener Standorte (Wien Althangrund/Naturraum Carnuntum) zu fünf verschiedenen Zeitpunkten von Oktober 2022 bis Juni 2023 mittels Pollenfallen entnommen. Im Rahmen der anschließenden palynologischen Analyse wurden die Polleneinheiten gezählt, farblich sortiert und die darin enthaltenen Pollentaxa mittels licht- und rasterelektronenmikroskopischer Aufnahmen bestimmt. Insgesamt konnten pro Probe zwischen 307 und 3 155 Polleneinheiten entnommen, 3-11 Farben ($\bar{x} = 8 \pm 2.87$) zugeordnet und 9-18 Pollentaxa ($\bar{x} = 13 \pm 3.54$) bestimmt werden. Dabei konnte ein Zusammenhang zwischen der Anzahl der Farben, Polleneinheiten und Pollentaxa erkannt werden. Je mehr Polleneinheiten die Proben aufwiesen, desto mehr Farben und Taxa konnten identifiziert werden. Außerdem spiegeln die identifizierten Taxa nicht nur die Vegetation des Standortes wider, sondern bieten auch einen Einblick über die Veränderungen des Verhaltens des Bienenvolkes im jahreszeitlichen Rhythmus.

Abstract

Apis mellifera collect pollen from the surrounding vegetation during its foraging trip and carry it into the nest. This pollen can therefore be used to draw conclusions about the bees' food collection behaviour. The colour of the pollen units can already provide clues as to the pollen taxa they contain. The number of pollen units and different pollen taxa reflect the seasonal changes in the bees' foraging behaviour and the vegetation. The pollen units were collected in pollen traps from colonies of *Apis mellifera* situated in two different locations (Wien Althangrund/Naturraum Carnuntum) at five different times from October 2022 to June 2023. As part of the subsequent palynological analysis, the pollen units were counted and sorted by colour, and the pollen taxa they contained were determined using light microscopy and scanning electron microscopy. In total, between 307 and 3 155 pollen units were collected per sample, 3-11 colours ($\bar{x} = 8 \pm 2.87$) were classified and 9-18 pollen taxa ($\bar{x} = 13 \pm 3.54$) were identified. A correlation between the number of colours, pollen units and pollen taxa could be recognized. The more pollen units the samples had, the more colours and taxa could be identified. In general, the identified taxa do not only reflect the vegetation of the location but also provide an insight into the changes in the behaviour of the bee colony in the seasonal rhythm.

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung.....	1
1.1	Palynologie	1
1.2	Pollen: Verbreitungs- und Reproduktionseinheit der Spermatophyten	2
1.2.1	Pollengenese	2
1.2.2	Pollination.....	3
1.2.3	Verbreitung des Pollens.....	4
1.3	Pollenmorphologie.....	4
1.3.1	Größe und Form	5
1.3.2	Aufbau eines Pollenkorns	5
1.3.3	Aperturen (Keimstellen)	6
1.4	Evolution und Geschichte der Westlichen Honigbiene (<i>Apis mellifera</i>)	7
1.5	Die Entstehung der Imkerei.....	8
1.6	Das Leben der Westlichen Honigbiene (<i>Apis mellifera</i>).....	9
1.6.1	Die Aufgaben der Arbeiterinnen.....	9
1.6.2	Der Sammelprozess des Pollens.....	10
1.6.3	Pollen als Nährstofflieferant für Honigbienen.....	11
1.6.4	Blütenstetigkeit und multiflorale Pollenladungen.....	12
1.7	Varroatose.....	13
1.7.1	Die Verbreitung der <i>Varroa</i> -Milbe	13
1.7.2	Die <i>Varroa</i> -Milbe und die Honigbiene	14
1.7.3	Merkmale und Lebenszyklus der <i>Varroa</i> -Milbe.....	14
1.7.4	Die Bekämpfung der <i>Varroa</i> -Milbe	15
2	Methode	16
2.1	Untersuchungsstandort	16
2.1.1	Untersuchungsstandort Naturraum Carnuntum	17
2.1.2	Untersuchungsstandort Wien Althangrund.....	18
2.2	Probenentnahme.....	18
2.3	Farbbestimmung	19
2.4	Acetolyse: Essigsäureanhydrid-Methode	19
2.5	Lichtmikroskopische Analyse - Auszählen der Pollenkörner	20
2.6	Rasterelektronenmikroskopische Analyse	21
3	Auswertung und Interpretation der Ergebnisse	22
3.1	Auswertung und Interpretation der Probenzusammensetzung (Oktober)	23
3.2	Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa der Gesamtprobe (Oktober)	25
3.3	Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (März)	25
3.4	Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (März).....	30
3.5	Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (April).....	31
3.6	Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (April).....	36
3.7	Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (Mai).....	37
3.8	Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (Mai).....	45
3.9	Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (Juni).....	46
3.10	Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (Juni)	53
3.11	Auswertung und Interpretation der jahreszeitlichen Veränderung der Probenzusammensetzung ..	54
3.11.1	Anzahl der Polleneinheiten im Vergleich.....	54

3.11.2 Anzahl der Farben der Polleneinheiten im Vergleich	54
3.11.3 Pollendiversität im Vergleich	55
3.11.4 Gesamtvergleich der Proben	56
4 Beschreibung der dominanten Polentaxa der Proben (Oktober bis Juni)	56
4.1 Anacardiaceae: <i>Cotinus coggygria</i> (Mai).....	56
4.2 Araliaceae: <i>Hedera helix</i> (Oktober).....	57
4.3 Asteraceae: <i>Taraxacum</i> sp. / <i>Cichorium</i> sp. (April)	57
4.4 Brassicaceae: <i>Sinapis alba</i> , <i>Raphanus sativus</i> (Oktober) und <i>Brassica napus</i> (Juni)	57
4.5 Fabaceae: <i>Vicia</i> sp. (Juni)	58
4.6 Magnoliaceae: <i>Liriodendron tulipifera</i> (Mai).....	58
4.7 Rosaceae: <i>Prunus domestica</i> (März, April), <i>Prunus padus</i> (April) und <i>Prunus spinosa</i> (März)	58
4.8 Rutaceae: <i>Ptelea trifoliata</i> (März)	59
4.9 Salicaceae: <i>Salix</i> sp. (April).....	59
4.10 Sapindaceae: <i>Acer campestre</i> (März)	60
5 Diskussion der Ergebnisse	60
6 Literaturverzeichnis.....	63
7 Abbildungsverzeichnis	66
8 Tafeln	68
8.1 Tafel 1: Oktober 2022 (Naturraum Carnuntum).....	68
8.2 Tafel 2: Oktober 2022 (Naturraum Carnuntum).....	69
8.3 Tafel 3: März 2023 (Wien Althangrund)	70
8.4 Tafel 4: März 2023 (Wien Althangrund)	71
8.5 Tafel 5: April 2023 (Wien Althangrund)	72
8.6 Tafel 6: April 2023 (Wien Althangrund)	73
8.7 Tafel 7: April 2023 (Wien Althangrund)	74
8.8 Tafel 8: Mai 2023 (Wien Althangrund)	75
8.9 Tafel 9: Mai 2023 (Wien Althangrund)	76
8.10 Tafel 10: Mai 2023 (Wien Althangrund)	77
8.11 Tafel 11: Juni 2023 (Naturraum Carnuntum).....	78
8.12 Tafel 12: Juni 2023 (Naturraum Carnuntum).....	79
9 Glossar	80
10 Vegetationslisten.....	82
10.1 Vegetationsliste Naturraum Carnuntum.....	82
10.2 Vegetationsliste Wien Althangrund.....	83
10.2.1 Bienengarten	83
10.2.2 Arzneimittelgarten.....	84
10.2.3 Umgebung des Universitätsgebäudes (UZA)	88

1 Einleitung

Dieser Abschnitt der Arbeit soll einen Überblick über das Forschungsgebiet der Palynologie, die Pollengenese, -verbreitung und -morphologie sowie die Geschichte der Honigbiene (*Apis mellifera*) und deren Sammelprozess des Pollens bieten.

1.1 Palynologie

Die Palynologie, beschäftigt sich mit der Diversität, der Morphologie, der Genese und den Übertragungsmechanismen von Palynomorphen, zu denen unter anderem Pollenkörner und Sporen zählen (vgl. Halbritter et al., 2018; Hesse & Ulrich, 2012). Der Begriff Palynologie leitet sich vom griechischen *palunein* (*παλύνειν* ‚streuen‘), *pale* (*παλη* ‚Staub‘) und *logos* (*λογος* ‚Kunde‘) ab (vgl. Halbritter et al., 2018). Die Bezeichnung Palynologie wurde 1943 von den Engländern Harold A. Hyde und David A. Williams eingeführt (vgl. Klaus, 1987).

Die Pollenmorphologie wurde jedoch bereits 1662 vom englischen Arzt und Botaniker Nehemiah Grew begründet, der in seinem Werk *Anatomy of Plants* neben der Darstellung von Pollenkörnern erstmals die Formkonstanz des Pollens innerhalb einer Art beschrieb (vgl. Hesse & Ulrich, 2012; Klaus, 1987). Doch erst ab dem Jahre 1830 wurden Pollenkörner nicht mehr nur als glatte Kugeln oder Ellipsoide dargestellt (vgl. Bertsch, 1942). Mit Hugo Mohls Werk *Über den Bau und die Form der Pollenkörner* wurden 1834/35 die äußeren Merkmale des Pollens von mehr als tausend Pflanzenarten mit schemenhaften Zeichnungen dokumentiert und beschrieben (vgl. Bertsch, 1942; Halbritter et al., 2018; Klaus, 1987). Damit schuf Mohl das erste morphologische System für Pollenkörner (vgl. Klaus, 1987). In weiterer Folge wurde begonnen in Gesteinen enthaltene Pollenreste zum Zwecke der paläobotanischen Forschung zu nutzen. Heinrich Robert Göppert, der als erster fossilen Pollen mikroskopisch analysierte, kann als Vater der Pollenanalyse angesehen werden. (Vgl. Bertsch, 1942; Klaus, 1987) Zur Veranschaulichung der Ergebnisse führte Lennart von Post 1916 das Pollendiagramm ein, wobei die einzelnen Pollenspektren in ein Koordinatensystem eingetragen werden (vgl. Bertsch, 1942; Halbritter et al., 2018; Klaus, 1987). 1952 publizierte Gunnar Erdtman als Erster eine weltweite Übersicht über die Pollen- und Sporenmorphologie mit Abbildungen (Zeichnungen und (elektronen-)mikroskopischen Bildern) und Beschreibungen (vgl. Hesse & Ulrich, 2012).

Neben der Grundlagenforschung bietet die Palynologie heutzutage viele praktische Anwendungsmöglichkeiten auf unterschiedlichen Forschungsgebieten, wie zum Beispiel

der Botanik (Systematik, Evolutionsforschung, Arealkunde, usw.), der Paläobotanik (Paläoökologie, Phylogenie, Taxonomie, usw), der Geologie (Stratigrafie), der medizinischen Allergieforschung, Honiganalyse und Forensik (vgl. Hesse & Ulrich, 2012; Klaus, 1987). Dies bringt folgende Definition von Klaus (1987) auf den Punkt: „Unter Palynologie versteht man die Wissenschaft von der lebenden und fossilen Sporen- und Pollengeneration der Pflanzen in Grundlagenforschung und Anwendungsbereichen“ (S. 195).

1.2 Pollen: Verbreitungs- und Reproduktionseinheit der Spermatophyten

Der Begriff *Pollen* lässt sich vom gleichnamigen lateinischen Wort ableiten, das ‚sehr feines Mehl‘ bedeutet (vgl. Dany, 1983) und wurde 1750 von Carl Nilsson Linné eingeführt (vgl. Halbritter et al., 2018). Pollen entstand als angepasste, vom Wasser unabhängige Verbreitungs- und Reproduktionseinheit der Spermatophyten (Samenpflanzen) zur sexuellen Fortpflanzung, mit der Entstehung der Landpflanzen vor etwa 470 bis 500 Millionen Jahren (vgl. Lüttge et al., 2010; Stuppy et al., 2010).

Heute sind Spermatophyten, die in Gymnospermen (Nacktsamer) und Angiospermen (Bedecktsamer) unterteilt werden, mit mindestens 250 000 Arten, von denen die meisten Angiospermen darstellen, die artenreichste Pflanzengruppe der Welt (vgl. Lüttge et al., 2010; Strasburger & Bresinsky, 2012).

1.2.1 Pollengenese

Spermatophyten sind heterospor und bringen Mikro- und Megasporen hervor, in denen sich die Gametophyten entwickeln (vgl. Strasburger & Bresinsky, 2012). Erst 1694 erkannte Rudolph Camerarius als Erster die Funktion des Pollens als Mikrospore, dem Entstehungsort und Transportbehälter der männlichen Gametophyten (vgl. Campbell & Reece, 2006; Hesse & Ulrich, 2012).

Die Mikrosporophylle der Gymnospermen und Angiospermen unterscheiden sich maßgeblich: Gymnospermen bilden männliche Mikrosporophyllstände als Blüten und weibliche Blütenstände mit Megasporangien aus (vgl. Lüttge et al., 2010).

Bei den Angiospermen wird der Pollen in den Antheren der Stamina der Blüte gebildet (vgl. Hess, 2004). Die Antheren bestehen in der Regel aus zwei Theken, die durch ein Konnektiv miteinander verbunden sind und wiederum jeweils in zwei verwachsene Pollensäcke unterteilt werden. In den Pollensäcken befindet sich das Archospor, ein

pollenbildendes Gewebe, welches eine hohe Anzahl an Mikrosporenmutterzellen hervorbringt. (Vgl. Kadereit et al., 2021)

Beiden gemein ist jedoch, dass der Pollen aus Mikrosporenmutterzellen im Mikrosporangium (Pollensack) entsteht und sich im einzelnen Pollenkorn männliche Gametophyten entwickeln, die wiederum begeißelte Spermatozoide oder unbegeißelte Spermazellen ausbilden (vgl. Strasburger & Bresinsky, 2012).

Im Rahmen der Meiose bildet diese Mikrosporenmutterzelle vier Mikrosporen (vgl. Campbell & Reece, 2006; Klaus, 1987). Es entstehen Tetraden, eine Verbreitungseinheit aus vier Pollenkörnern (vgl. Hesse & Ulrich, 2012). Die Mikrosporen wiederum bringen unter Mitose je zwei Zellen hervor, von denen die generative Zelle die Spermazellen und die zweite Zelle später den Pollenschlauch bildet. Das einzelne Pollenkorn besteht somit aus den beiden Zellen und einer Wand, welche diese umgibt. (Vgl. Campbell & Reece, 2006)

Die Tetraden-Verbände können sich schließlich trennen, sodass der Pollen als einzelnes Pollenkorn oder in kleineren Verbänden vorliegt (vgl. Halbritter et al., 2018). Diese Verbände werden durch Viscin, Fäden aus klebriger Substanz oder Pollenkitt, ein klebriger Überzug aus Lipiden, zusammengehalten. Wobei auch aus Pollenkornverbänden im Rahmen der Auskeimung nur ein gemeinsamer Pollenschlauch wächst (vgl. Knoll, 1956; Stuppy et al., 2010).

1.2.2 Pollination

Die Bestäubung geschieht bei den Gymnospermen, indem der Pollen an Bestäubungstropfen haften bleibt, direkt an den Samenanlagen auskeimt und einen Pollenschlauch bildet (vgl. Lüttge et al., 2010). Bei Angiospermen muss der Pollenschlauch erst in den Fruchtknoten hinabwachsen, wo sich die weiblichen Samenanlagen der Pflanze befinden. Bei der Befruchtung dringt der Pollenschlauch durch die Mikropyle, eine kleine Öffnung, in den Embryosack ein und entlässt die im Pollenkorn enthaltenen zwei Spermazellen, von denen eine die Eizelle befruchtet und die zweite das Endosperm als Nährgewebe für den Samen bildet. (Vgl. Hess, 2004; Stuppy et al., 2010)

Die Megaspore bildet den weiblichen Gametophyten (Embryosack) und verbleibt im Megasporangium, wo nach erfolgreicher Befruchtung der Samen als Ausbreitungseinheit der Samenpflanzen entsteht (vgl. Strasburger & Bresinsky, 2012).

1.2.3 Verbreitung des Pollens

Die Verbreitung des Pollens kann auf unterschiedlichen Wegen erfolgen: Durch den Wind (Anemophilie), durch Tiere (Zoophilie) oder seltener, durch Wasser (Hydrophilie) (vgl. Hess, 2004).

- Pollen von hydrophilen Pflanzen weist oft Luftsäcke oder lufthaltiges Schwimmgewebe auf (vgl. Thomas, 2018).
- Arten, deren Pollen durch den Wind verbreitet wird, produzieren besonders viel Pollen, um ihre Möglichkeiten einer erfolgreichen Pollination zu erhöhen. Auch hier können Anpassungen am Pollenkorn, wie beispielsweise der Luftsack bei Pollenkörnern der Pinaceae (Tafel 9: 21-24) und anderen Nadelbäumen, die durch das Abheben der äußersten Schicht der Exine entstehen, beobachtet werden. (Vgl. Lüttge et al., 2010)
- Beim Großteil der Angiospermen wird der Pollen jedoch mithilfe von Tieren wie Insekten, kleinen Vögeln oder Kleinsäugetern verbreitet (vgl. Hess, 2004; Stuppy et al., 2010). Viele zoophile Arten weisen Pollen mit stark ornamentierter Oberfläche auf (vgl. Hesse & Ulrich, 2012). Es ist unumstritten, dass Bienen in diesem Zusammenhang überaus wichtige Bestäuber darstellen (vgl. Michener, 2007). Als Generalisten sammeln Bienen jedoch Pollen von verschiedensten Pflanzenarten, unabhängig ihrer Verbreitungsart (vgl. Wilson & Messinger Carril, 2016).

1.3 Pollenmorphologie

Dieses Kapitel soll, vorbereitend auf das Kapitel *Beschreibung der dominanten Pollentaxa der Proben (Oktober bis Juni)*, einen kurzen Überblick über die Morphologie des Pollens bieten.

Spermatophyten weisen je nach Familie, Gattung und teilweise auch Art, Pollen mit spezifischen Kombinationen von Merkmalen auf. Diese Merkmale können anhand der Angabe der Größe und Form des Pollenkorns, sowie des Aufbaus der Pollenwand und der Aperturen, beschrieben werden. (Vgl. Hesse & Ulrich, 2012)

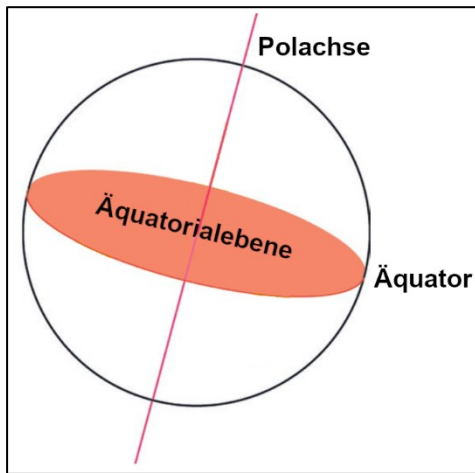


Abbildung 1: Polachse und Äquatorialebene (verändert nach Halbritter et al., 2018, S.38)

Ein zentraler Aspekt bei der Beschreibung des Pollens ist die Polarität, da sowohl die Form des Pollens als auch die Aperturen damit zusammenhängen. Die Polarität eines Pollenkorns kann mit der unserer Erde verglichen werden: Es gibt zwei Pole, die durch die Polachse miteinander verbunden sind und einen Äquator, dessen Ebene sich mittig und senkrecht zur Polachse befindet. (Vgl. Beug, 2004; Halbritter et al., 2018) Dabei kann zwischen isopolaren (mit zwei symmetrischen Polen) und heteropolaren Pollenkörnern (mit asymmetrischen Polen) unterschieden werden (vgl. Halbritter et al., 2018).

1.3.1 Größe und Form

Die Größe eines Pollenkorns kann von weniger als 10µm bis über 100µm reichen und, abhängig vom Zustand des Pollens und der Aufbereitungsmethode der Pollenprobe im Labor, etwas variieren. Um die Größe zu bestimmen wird der größte Durchmesser eines Pollenkorns gemessen. (Vgl. Halbritter et al., 2018)

Wie im Glossar beschrieben, kann ausgehend von den Größenverhältnissen eines Pollenkorns dessen Form anhand des Pollenform-Index (PFormI) bestimmt werden (vgl. Beug, 2004).

1.3.2 Aufbau eines Pollenkorns

Ein Pollenkorn besteht aus einem inneren Zellinhalt und dem Sporoderm, der Pollenwand, die sich aus der inneren Intine und der äußeren Exine zusammensetzt (vgl. Halbritter et al., 2018; Klaus, 1987). Die Bezeichnungen Intine und Exine wurden bereits 1832 von Carl Julius Fritzsche eingeführt (vgl. Hesse & Ulrich, 2012).

Die Intine, eine zarte und meist unstrukturierte Membran, besteht hauptsächlich aus Zellulose und Pektin und wird vom Pollenkorn selbst gebildet (vgl. Campbell & Reece, 2006; Hess, 2004).

Die Exine besteht hauptsächlich aus Sporopollenin, einem natürlichen Biopolymer, das für ihre besondere Widerstandsfähigkeit verantwortlich ist. Sie wird im Rahmen der Pollengenese vom Teptum, der innersten Wandschicht der Theken, gebildet. (vgl. Campbell & Reece, 2006; Hess, 2004; Hesse & Ulrich, 2012) Die Exine kann, wie

Erdtman dies bereits beschrieb, in die Nexine und die Sexine unterteilt werden. Eine weitere Möglichkeit ist es, die Exine in die End-Exine und die Ekt-Exine zu untergliedern. (Vgl. Beug, 2004; Halbritter et al., 2018)

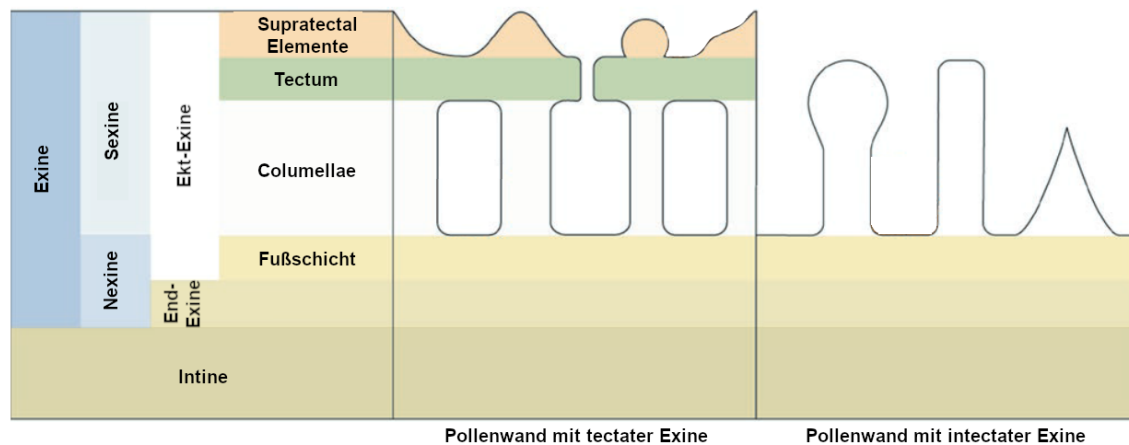


Abbildung 2: Aufbau der Pollenwand (verändert nach Halbritter et al., 2018, S. 47; anhand der Terminologie von Beug, 2004).

Die säulenförmigen Columellae tragen bei tectaten Pollenkörnern das Tectum, während bei intectaten Pollenkörnern Skulpturen über der Fußschicht, jedoch keine Columellae und auch kein Tectum vorhanden sind (vgl. Beug, 2004; Klaus, 1987).

Die Exine stellt anhand ihres inneren Wandaufbaus (Struktur) und der Ornamente ihrer Oberfläche (Skulptur) ein überaus wichtiges Merkmal zur Bestimmung des Pollens dar (vgl. Klaus, 1987).

1.3.3 Aperturen (Keimstellen)

Aperturen sind spezielle Bereiche in der Pollenwand, die sich in Morphologie und Struktur von den übrigen Teilen des Pollenkorns deutlich unterscheiden. Bei der Keimung dienen diese Bereiche dem Austreten des Pollenschlauches. (Vgl. Halbritter et al., 2018; Hesse & Ulrich, 2012; Stuppy et al., 2010)

Das Vorhandensein von Aperturen wurde erstmals 1675 von Marcello Malpighi entdeckt (vgl. Halbritter et al., 2018). Die Beschreibung der Aperturen (Lage, Form und Anzahl) ist für die Bestimmung des Pollens essenziell.

Sind in der Äquatorialansicht des Pollenkorns senkrecht verlaufende, längliche Aperturen erkennbar, werden diese als Colpi bezeichnet. Liegt bei einem Pollenkorn nur ein Colpus vor, wird es als sulcat bezeichnet. Aperturen können jedoch auch kreisförmig, als sogenannte Pori, ausgebildet sein. Ein Porus, der am distalen Pol liegt, wird Ulcus genannt. Treten Kombinationen aus Colpi und Pori auf, werden diese als Colpori

bezeichnet. Pollenkörner ohne Colpi, Pori oder Colpori werden als inaperturat bezeichnet. (Vgl. Halbritter et al., 2018; Hesse & Ulrich, 2012; Klaus, 1987)

Verlaufen die Colpi eines Pollenkorns ring- bzw. schraubenförmig oder sind die Colpi miteinander verwachsen, wird es als syncolpat bezeichnet. Des Weiteren können Pollenkörner Lacunae, rundliche bzw. eckige, von Rippen eingefasste Bereiche in denen die Exine fehlt, aufweisen. Diese Pollenkörner werden als fenestrat bezeichnet.

Die Anzahl der Aperturen wird der Bezeichnung der Apertur anhand eines Präfixes (di-, tri-, tetra-, penta- oder hexa-) vorangestellt. Weiters kann für Pollenkörner mit mehr als drei äquatorial liegenden Aperturen das Präfix stephano- verwendet werden. Für Pollenkörner mit mehr als drei Aperturen, die auf der gesamten Oberfläche des Pollenkorns verteilt liegen, kann das Präfix peri- verwendet werden. (Vgl. Beug, 2004; Halbritter et al., 2018)

1.4 Evolution und Geschichte der Westlichen Honigbiene (*Apis mellifera*)

Die Westliche Honigbiene (*Apis mellifera*) gehört zur überaus artenreichen Insektenordnung der Hymenoptera (Hautflügler) (vgl. Brohmer & Schaefer, 2017), die sich vermutlich im Perm, vor etwa 281 Millionen Jahren, begannen in eine Vielzahl verschiedener Arten aufzuspalten (vgl. Peters et al., 2017). In der frühen Kreidezeit entwickelte sich, als eine von neun Familien, die Familie der Apidae (echte Bienen), zu der auch die Gattung *Apis* (Honigbienen) zugeordnet wird (vgl. Dettner et al., 2003; Peters et al., 2017).

Individuen der Gattung *Apis* verfügen über den für Hymenoptera typischen dreiteiligen Körperbau (Caput, Thorax, Abdomen), weisen eine deutliche Einschnürung zwischen dem ersten und zweiten Abdominalsegment (Wespentaille), und zwei Flügelpaare auf (vgl. Brohmer & Schaefer, 2017; Schmitt, 2022). *Apis mellifera*, die sich vor etwa 6 Millionen Jahren entwickelte (vgl. Oberrisser & Fandl, 2019), weist eine für das Sammeln von Pollen essentielle, charakteristische Behaarung des Körpers durch Borsten (Setae), drei spezialisierte Beinpaare und leckend-saugende Mundwerkzeuge auf (vgl. Baumgärtner, 2020; Deißenger & Czihak, 1971). Carl von Linné benannte die Westliche Honigbiene 1758 als *Apis mellifera*, was ‚Honigbringerin‘ bedeutet, änderte 1761 die Benennung jedoch in *Apis mellifica*, ‚Honigmacherin‘, da die Honigbiene Nektar in den Stock einbringt und erst dort zu Honig verarbeitet. Heute sind beide Bezeichnungen gültig (vgl. Deißenger & Czihak, 1971), wobei in dieser Arbeit die weiter verbreitete Bezeichnung *Apis mellifera* verwendet wird.

1.5 Die Entstehung der Imkerei

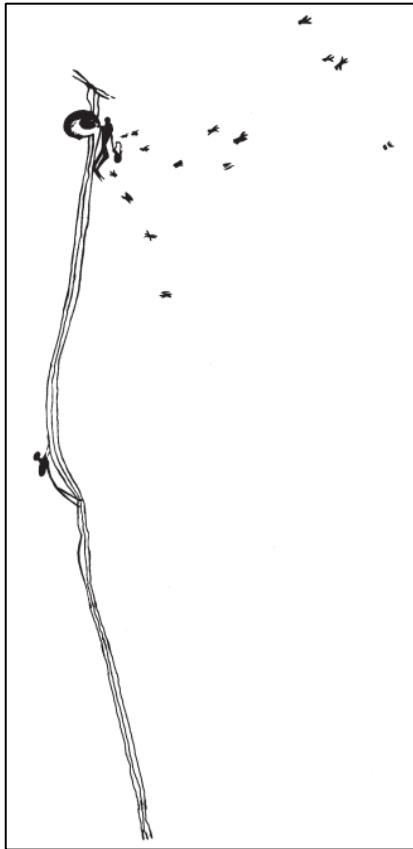


Abbildung 3: Felszeichnung in der Cueva de la Araña, als erste Dokumentation des Honigsammelns von *Apis mellifera* durch den Menschen. (Crane, 2005, S.12)

Die erste dokumentierte Nutzung der *Apis mellifera* durch den Menschen ist eine zwischen 6 000 und 12 000 Jahre alte Zeichnung an einer Felswand in den spanischen Cuevas de la Araña nahe Valencia. Sie zeigt zwei Menschen beim Einsammeln von Honig aus einem Bienennest. (Vgl. Crane, 2005; Tautz & Hülswitt, 2019)

Der Beginn der Bienenhaltung durch den Menschen, die Imkerei, kann jedoch zeitlich nicht eindeutig bestimmt werden (vgl. Kritsky, 2015). Es gibt Belege, dass die Honigbiene in Ägypten einen besonderen Stellenwert einnahm. Sie symbolisierte gemeinsam mit der Sichel die Macht des Pharaos über Ober- und Unterägypten und es wurden sowohl der Honig als auch das Wachs der Biene vom Menschen genutzt. (Vgl. Nowotnick, 2004; Tautz & Hülswitt, 2019)

Dafür betrieben die Ägypter bereits seit mindestens 2 400 v. Chr. Bienenhaltung in geflochtenen, mit Lehm bedeckten Körben (vgl. Wilson-Rich et al., 2015). Auch in anderen Kulturen wurde versucht die Biene als Nutztier zu halten. Die Form der heutigen Imkerei mit Beuten mit herausnehmbaren Waben wurde Mitte des 19. Jahrhunderts eingeführt (vgl. Nowotnick, 2004).

Obwohl neben *Apis mellifera*, mit 25 Unterarten, weltweit noch weitere acht Arten der Gattung *Apis* bekannt sind, die ausschließlich in Asien heimisch sind, wird weiter nur eine Art, die besonders widerstandsfähige Östliche Honigbiene (*Apis cerana*) vom Menschen für die Imkerei herangezogen. *Apis mellifera* wurde aus diesem Grund auch in Amerika und Australien, wo sie ursprünglich nicht heimisch ist, vom Menschen eingeführt. (Vgl. Baumgärtner, 2020; Deißenger & Czihak, 1971; Schmitt, 2022) So ist sie bis auf die Gebiete der Antarktis, dem Polarkreis und der Sahara weltweit verbreitet, was der exakten Temperaturregulation, mit 35°C im Zentrum des Bienenstocks bei Außentemperaturen zwischen +70°C bis -80°C, zu verdanken ist (vgl. Dettner et al., 2003; Wilson & Messinger Carril, 2016).

1.6 Das Leben der Westlichen Honigbiene (*Apis mellifera*)

Individuen der Art *Apis mellifera* sind soziale Insekten, die Kolonien bilden und gemeinsam in einem Nest arbeitsteilig zusammenleben (vgl. Deßenberger & Czihak, 1971). Die Völker sind mehrjährig und bestehen aus einer Königin, die zwischen vier bis fünf Jahre alt werden kann, weiblichen Arbeiterinnen und männlichen Drohnen, die nach Körperform und Verhalten unterschieden werden können (vgl. Dettner et al., 2003; Schmitt, 2022; Von Frisch, 1993): Die Königin, die das einzige funktionelle Geschlechtsweibchen darstellt, die kurzlebigen Drohnen, die aus unbefruchteten Eiern entstehen und die Arbeiterinnen, die entsprechend ihrer Entwicklung verschiedene Aufgaben ausführen. Dabei entscheidet sich am 3. Larventag, je nach Qualität der Larvennahrung, ob sich aus einem befruchteten Ei eine Königin oder eine Arbeiterin entwickelt. (Vgl. Deßenberger & Czihak, 1971; Von Frisch, 1993; Wilson & Messinger Carril, 2016)

1.6.1 Die Aufgaben der Arbeiterinnen

Bienen sind holometabole Insekten und durchlaufen eine Entwicklung vom Ei über mehrere Larvenstadien hin zur Puppe, bis sie schließlich als adulte Biene schlüpfen (vgl. Tautz & Heilmann, 2012). Nach dem Schlüpfen ruht die Arbeiterin bis zum vollständigen Erhärten des Chitins. Im Anschluss beginnt sie die leeren Brutzellen zu säubern und als Ammenbiene den Nachwuchs zu füttern. Später übernimmt sie als Baubiene die Aufgaben des Wabenbaus und der Wachserzeugung. Erst etwa ab dem 15. Tag verlässt sie das Nest, um erste Orientierungsflüge zu starten, Abfälle abzutransportieren und als Wachbiene das Flugloch zu bewachen. Schließlich widmet sich die Arbeiterin etwa ab dem 21. Tag bis zu ihrem Tod, nach weiteren ca. drei Wochen, dem Sammeln und Einbringen von Pollen, Nektar und Wasser. (Vgl. Deßenberger & Czihak, 1971; Nowotnick, 2004)

Somit verbringt die Arbeiterin etwa die Hälfte ihres Lebens als Stockbiene im Bienenstock, was dazu führt, dass das Bienenvolk etwa zu zwei Drittel aus Stockbienen und einem Drittel aus Sammelbienen besteht (vgl. Deßenberger & Czihak, 1971; Wilson & Messinger Carril, 2016). Etwa 30-70% des Bienenvolkes fungieren dabei jedoch als Reservebienen, die nur zur Ausbeutung besonders ergiebiger Futterquellen ausfliegen (vgl. Tautz & Hülswitt, 2019).

1.6.2 Der Sammelprozess des Pollens

Apis mellifera ist, wie auch andere Bestäuber, beim Sammeln und Transportieren, aber auch beim Entfernen des Pollens von ihrem Körper, insbesondere auf feine Borsten (Setae) angewiesen, die ihren Körper bedecken (vgl. Amador et al., 2017). Weiters werden die Mundwerkzeuge, und die Zunge (Glossa) genutzt, um den Pollen von den Antheren zu kratzen und um unreife Antheren aufzubeißen (vgl. Casteel, 1912; Dany, 1983; Hodges, 1984). Die Extremitäten stellen ebenso essentielle Werkzeuge dar, worauf bereits die Bezeichnungen Putzbeine für das vorderste und Sammelbeine für das hinterste Beinpaar schließen lassen (vgl. Deißberger & Czihak, 1971). Beim Besuch einer Blüte wird oft der gesamte Körper der Biene mit Pollen bedeckt, die im Anschluss im Rahmen eines Putzvorganges den Pollen zum sicheren Transport auf ihre Hinterbeine überträgt, wo er nun als nierenförmige Pollenladung haftet und deshalb umgangssprachlich als ‚Pollenhöschen‘ bezeichnet wird (vgl. Amador et al., 2017; Hodges, 1984; Tautz & Hülswitt, 2019).

Der Prozess des Putzens und Befestigens des Pollens kann sowohl auf der Blüte, als auch im Flug durchgeführt werden (vgl. Casteel, 1912). Dabei werden Vorder-, Mittel- und Hinterbeine nach einem bestimmten Ablauf tätig:

- Mithilfe des ersten und vordersten Beinpaars bürstet die Biene den Pollen von Kopf, Hals und dem vorderen Teil des Brustkorbes (vgl. Dany, 1983; Hodges, 1984). Außerdem wird, je nach Beschaffenheit des Pollens, eine unterschiedliche Menge mitgeführten Honigs oder, wenn vorhanden, Nektar der Blüte sowie saure Speichelfermente beigemischt, um den Pollen zu befeuchten und ihn knetbar zu machen (vgl. Casteel, 1912; Dany, 1983).
- Das mittlere Beinpaar putzt den Pollen vom Brustkorb sowie der Bauchregion und übernimmt die feuchte Pollenmasse des vordersten Beinpaars (vgl. Casteel, 1912).
- An den hintersten beiden Beinen der Biene befinden sich die sogenannten „Pollenkörbchen“ (Corbiculae), die aus einem langen Sammelhaar, das von einer glatten und teilweise etwas vertieften Fläche umgeben ist, bestehen (vgl. Von Frisch, 1993). Neben dem Abbürsten des Hinterleibs, wird die Pollenmasse von dem mittleren Beinpaar übernommen (vgl. Casteel, 1912). Dies geschieht, indem die mittleren Beine abwechselnd durch die zusammengehaltenen steifen Kämme (Rastellum) an den Metatarsen der Hinterbeine gezogen werden und die Pollenmasse schließlich nach oben und außen in das jeweilige ‚Pollenkörbchen‘ (Corbiculae) gedrückt wird (vgl. Dany, 1983; Hodges, 1984; Von Frisch, 1993).

Die so auf den Hinterbeinen entstandene Pollenladung wird schließlich von den mittleren Beinpaaren festgeklopft (vgl. Dany, 1983; Hodges, 1984). Die unterschiedlichen Farben der Pollenladungen der Biene ziehen bereits beim Sammelprozess die Aufmerksamkeit des Beobachters auf sich (vgl. Dany, 1983). Doch, wie bereits erwähnt, vermischt die Biene den gesammelten Pollen mit Nektar, sauren Speichelfermenten und kleinen, aus dem Stock mitgebrachten Mengen Honig, was den Pollen nicht nur klebriger und formbarer macht, sondern auch zur Folge hat, dass die Farbe der Pollenladungen der Biene nicht der Farbe des Pollens auf den Antheren der Pflanzen entspricht (vgl. Hodges, 1984).

Eine Sammelbiene kann im Rahmen eines Sammelfluges mehr als 80 Blüten aufsuchen und dabei bis zu 30% ihres eigenen Körpergewichts an Pollenmasse transportieren (vgl. Amador et al., 2017; Dany, 1983). Im Durchschnitt wiegt die gesamte Pollenladung, die nach einem Sammelflug in den Stock eingetragen wird, 15mg, wobei der Jahresverbrauch an Pollen eines Volkes etwa bei 20-50kg liegt, was etwa 2 000 000 Sammelflügen entspricht (vgl. Dany, 1983; Tautz & Hülswitt, 2019).

Zur Vorhersage der Flugweite eines Sammelfluges können zwei theoretische Modelle herangezogen werden. Nach dem Kosten-Nutzen-Verhältnis entfernt sich die Biene nur so weit vom Stock, wie die benötigte Energie des Fluges durch die erbeuteten Ressourcen aufgewogen werden kann. Die Spieltheorie bezieht außerdem noch die Konkurrenz mit anderen Bienen mit ein. (Vgl. Tautz & Hülswitt, 2019; Wilson & Messinger Carril, 2016) Die Angaben der durchschnittlichen Flugdistanz, welche Bienen im Zuge des Sammelfluges zurücklegen, variieren in der einschlägigen Literatur enorm. Tautz & Hülswitt geben eine durchschnittliche Distanz von ca. zwei bis vier Kilometer an (2019). Nowotnick (2004) und Hagler et al. (2011) beschreiben, dass Bienen für ertragreiche Nahrungsquellen eine Distanz von über 10 Kilometern zurücklegen können. Stehen jedoch in der näheren Umgebung Nahrungsquellen bereit, beträgt die Flugdistanz im Normalfall durchschnittlich etwa zwei Kilometer. Danner et al. (2017) konnten ebenfalls feststellen, dass die Flugdistanz mit dem Nahrungsangebot zusammenhängt, das in der Umgebung geboten wird. So erhöht sich die Flugdistanz der Bienen, in deren näheren Umgebung nur eine geringe Anzahl an Nahrungsquellen zur Verfügung stehen, erheblich.

1.6.3 Pollen als Nährstofflieferant für Honigbienen

Zurück im Bienenstock wird die Pollenladung in eine Vorrats-Wabenzelle abgestreift, von einer Stockbiene mit dem Kopf zerdrückt und mit Sekreten der Speicheldrüse vermischt, was aufgrund der warmen Temperaturen im Stock zur Gärung und

Milchsäureanreicherung führt, wodurch der Pollen seine Keimfähigkeit verliert und konserviert wird (vgl. Dany, 1983; Von Frisch, 1993). Bei Bedarf wird Pollen von Ammenbienen gefressen, um anschließend mithilfe ihrer Hypopharynx- und Mandibeldrüsen den Futtersaft für die jungen Larven zu erzeugen oder unter Vermengung mit Nektar, Enzymen und Speichel sogenanntes ‚Bienenbrot‘, als Nahrung für ältere Larven und als haltbare Nahrungsreserve, zu produzieren (vgl. Tautz & Heilmann, 2012; Tautz & Hülswitt, 2019). Pollen dient aufgrund seiner Zusammensetzung als wichtige Eiweißquelle für das Wachstum der Larven (vgl. Nandi & Karmakar, 2018; Stuppy et al., 2010). Als essenzieller Bestandteil der Bienennahrung dient Pollen den Bienen, um einen Fett-Eiweiß-Polster für die Überwinterung anzulegen. Gemeinsam mit Nektar stellt Pollen aber auch die Grundlage für die Erstellung des Wachses durch die Wachsdrüsen der Bienen dar. (Vgl. Nowotnick, 2004) Durchschnittlich enthält ein Pollenkorn, je nach Pflanzenart, 7-35% Protein (mit über 1 000 verschiedenen Enzymen), 20-37% Kohlenhydrate (Zucker und Stärke), 0,2-14% ungesättigte Fette sowie Mineralsalze und Spurenelemente (vgl. Dany, 1983). Dabei unterscheidet sich die chemische Zusammensetzung des Pollens je nach Pflanzenart (vgl. Brodschneider et al., 2018). Für die Aufzucht einer einzelnen Larve werden etwa 120-145mg Pollen benötigt (vgl. Nandi & Karmakar, 2018).

1.6.4 Blütenstetigkeit und multiflorale Pollenladungen

Bereits im 4. Jahrhundert v. Chr. beschäftigte sich der griechische Philosoph Aristoteles in seinem Werk *Historia animalia* (2018) mit dem Pollenflug der Biene und beschrieb im Zuge dessen, dass sich Bienen während eines Pollenfluges jeweils blütenstet verhalten:

Bei den jeweiligen Ausflügen geht die Biene nicht zu der Art nach verschiedenen Blüten, also nur von Ion [Goldlack, Schneeglöckchen oder Duftveilchen] zu Ion, und kommt jedenfalls nicht mit einer anderen in Kontakt, bis sie in ihren Bienenstock geflogen ist. (IX. 624b, S. 76)

Im Widerspruch zu Aristoteles Beobachtungen, konnte das Vorhandensein von multifloralen Pollenladungen beobachtet werden, die dadurch entstehen können, dass Bienen im Rahmen eines Sammelfluges Blüten unterschiedlicher Arten anfliegen (vgl. Hodges, 1984). Betts (1920) beschäftigte sich mit dieser Thematik und beschrieb das Auftreten multifloraler Pollenladungen aus folgenden vier Gründen:

- Andere Insekten, die unterschiedliche Blüten besuchen, tragen artfremde Pollenkörner auf Blüten, die später von Bienen besucht werden.

- Pollenkörner von anemophilen Pflanzen, die sich in der Luft befinden, lagern sich auf Blüten oder den Pollenladungen der Bienen ab.
- Der Abrieb anderer Pollenladungen in der Pollenfalle führt zu Verunreinigungen.
- Aufgrund des Aufsuchens unterschiedlicher Arten im Zuge eines Pollenfluges treten deutliche Mischungen auf, die über Verunreinigungen hinausgehen.

Nandi & Karmakar (2018) analysierten 2 434 Pollenladungen von *Apis mellifera* im indischen Bundesstaat Westbengalen, wovon 72,97% als monofloral, 19% als bifloral und 8,1% als multifloral in ihrer Pollenzusammensetzung identifiziert werden konnten.



Abbildung 4: Segregierte Pollenladungen mit charakteristischen Streifen (eigene Aufnahme).

In Bezug auf multiflorale Pollenladungen können segregierte Pollenladungen und gemischte Pollenladungen unterschieden werden. Segregierte Pollenladungen weisen charakteristische Farbstreifen auf, die dadurch entstehen, dass eine Biene mehrere Blüten einer Art und im Anschluss mehrere

Blüten einer anderen Art aufsucht. Gemischte Pollenladungen besitzen eine einheitliche Farbe und können nur mikroskopisch nachgewiesen werden. (Vgl. Betts, 1920)

Brodtschneider et al. (2018) analysierten segregierte Pollenladungen von *Apis mellifera* an zwei Standorten in Österreich, wobei Pollen von vier bis zehn verschiedenen Arten mit einem Anteil von 0,2% bis 83% in den segregierten Pollenladungen identifiziert werden konnte. Auch hier konnte festgestellt werden, dass sich Bienen nicht ausschließlich blütenkonstant verhalten, sondern durchaus auch im Rahmen eines Sammelfluges mehrere Pflanzenarten anfliegen.

1.7 Varroatose

In diesem Kapitel wird auf die Varroatose eingegangen, da die Bienenstöcke aus dem Naturraum Carnuntum, mit denen im Oktober gearbeitet wurde, über den Winter einem Befall der *Varroa destructor* erlagen. Eine intensivere Beschäftigung mit Bienenschädlingen und -krankheiten übersteigt jedoch den Rahmen dieser Arbeit.

1.7.1 Die Verbreitung der *Varroa*-Milbe

Der Ursprung der *Varroa*-Milben ist in Südostasien anzusiedeln. Obwohl mehrere Arten der *Varroa*-Milbe existieren, ist in Europa bislang nur *Varroa destructor*, ein ursprünglich aus Korea stammender, aggressiver Ektoparasit verbreitet, der sich zu einem

der gefährlichsten Schädlinge der Honigbiene entwickelte (vgl. Baumgärtner, 2020; Dettner et al., 2003; Nowotnick, 2004; Oberrißer & Fandl, 2019). *Varroa destructor* wurde im Zuge des weltweiten Handels und Imports von Honigbienen aus unterschiedlichen Ländern aufgrund parasitierter *Apis cerana* eingeführt und nahezu weltweit, in Asien, Europa, Afrika, Nord- und Südamerika, verbreitet (vgl. Crane, 1999; Köglberger, 2023). In Österreich ist *Varroa destructor* etwa seit 1980 verbreitet und steht im Zusammenhang mit hoher Wintersterblichkeit der Bienenvölker (vgl. Köglberger, 2023).

1.7.2 Die Varroa-Milbe und die Honigbiene

Erstmals wurde ein Befall durch *Varroa*-Milben der *Apis cerana* (Östliche Honigbiene) 1904 auf Java, Indonesien, beschrieben (vgl. Oberrißer & Fandl, 2019). Es wird jedoch angenommen, dass *Apis cerana* als ursprünglicher Wirt der *Varroa*-Milbe in Südostasien seit Millionen von Jahren eine gemeinsame evolutionäre Entwicklung mit dieser durchläuft und aus diesem Grund, im Unterschied zu anderen Arten, eine besondere Widerstandsfähigkeit gegen den Befall aufweist (vgl. Baumgärtner, 2020; Crane, 1999; Oberrißer & Fandl, 2019; Von Frisch, 1993; Wilson-Rich et al., 2015). Dies zeigt sich anhand unterschiedlicher Strategien, wie zum Beispiel dem gegenseitigen Entfernen der *Varroa*-Milben bei der Körperpflege mit anschließendem Totbeißen oder dem Abbeißen der Beine der Milbe sowie dem Ausräumen befallener Brutzellen, welche *Apis cerana* anhand des Geruchs erkennen (vgl. Brendieck-Worm, 2014; vgl. Oberrißer & Fandl, 2019; Von Frisch, 1993). Während Völker der *Apis cerana* so nur wenig Schaden durch *Varroa*-Milben nehmen, kann der Erhalt der *Apis mellifera* (Westliche Honigbiene) nur noch durch Eingreifen des Menschen sichergestellt werden. Die *Varroa*-Milbe befällt und vermehrt sich besonders häufig in der Drohnenbrut. Hier liegt auch ein weiterer wesentlicher Unterschied der beiden Arten, denn die Drohnenbrut der *Apis cerana* fällt sowohl über das Jahr gesehen als auch in der Entwicklung der Drohnen, kürzer aus. (Vgl. Oberrißer & Fandl, 2019)

1.7.3 Merkmale und Lebenszyklus der Varroa-Milbe

Die adulten Weibchen weisen eine rötlich-braune Farbe, eine ovale Form und eine Größe von ca. 1,1 mm (Länge) und ca. 1,6 mm (Breite) auf (vgl. Oberrißer & Fandl, 2019; Wilson-Rich et al., 2015). Sie sind mit Borsten bedeckt und besitzen einen ausgehärteten Panzer, der den Geruch der Wirtsbiene annimmt, um als Parasit unentdeckt zu bleiben.

Die Männchen weisen eine rundliche Form mit einem Durchmesser von ca. 0,8 mm und keinen ausgehärteten Panzer auf (vgl. Oberrisser & Fandl, 2019). Die Weibchen der *Varroa*-Milbe befallen nicht nur adulte Bienen, sondern auch Brutzellen, in denen sie sich fortpflanzen (vgl. Oberrisser & Fandl, 2019; Von Frisch, 1993). *Varroa*-Milben dringen in Brutzellen ein die kurz vor der Verdeckelung stehen, welche sie anhand von Pheromonen erkennen, die von Bienenlarven zur Kommunikation abgegeben werden. Dort nutzt die Milbe die Puppe als Nahrungsquelle und legt schließlich ein männliches und mehrere weibliche Eier (vgl. Oberrisser & Fandl, 2019; Wilson-Rich et al., 2015). Aufgrund der längeren Verdeckelungsdauer können in der Drohnenbrut mehr Tochtermilben entstehen als in der Arbeiterinnenbrut, weshalb bevorzugt die Drohnenbrut von *Varroa*-Milben befallen wird (vgl. Köglberger, 2023). Das Männchen befruchtet die weiblichen Tochtermilben, die mitsamt der Muttermilbe beim Schlüpfen der Jungbiene die Brutzelle verlassen und sich auf einer Ammenbiene zwischen zwei Hinterleibssegmenten zum Fressen niederlassen (vgl. Oberrisser & Fandl, 2019; Wilson-Rich et al., 2015). So kann ein Weibchen bis zu fünf Brutzyklen lang leben, während das Männchen sowie unbegattete Weibchen außerhalb der Brutzelle nicht überlebensfähig sind und verenden (vgl. Oberrisser & Fandl, 2019).

1.7.4 Die Bekämpfung der *Varroa*-Milbe

Im Rahmen eines Befalls einer Biene durch die *Varroa*-Milbe wird diese nicht nur geschwächt und in ihrer Entwicklung beeinträchtigt, sondern es kommt aufgrund der entstandenen Wunden auch zu bakteriellen und viralen Sekundärinfektionen. Befallene Bienen haben eine kürzere Lebensdauer, Deformationen und Einbußen der Leistungsfähigkeit (vgl. Köglberger, 2023; Von Frisch, 1993; Wilson-Rich et al., 2015). Ein *Varroa*-Befall ist nach dem EU-Tierseuchenrecht in Österreich anzeigepflichtig (vgl. Köglberger, 2023). Zur *Varroa*-Vorsorge können vom Imker unterschiedliche Maßnahmen getroffen werden. Diese setzen sich im jahreszeitlichen Verlauf meist aus biotechnischen Behandlungsverfahren, wie beispielsweise dem Herausschneiden der Drohnenbrut und Tierarzneimittelverwendung, wie Ameisen- und Oxalsäure, zusammen (vgl. Baumgärtner, 2020; Oberrisser & Fandl, 2019).

2 Methode

Für diese Arbeit wurde der eingetragene Pollen von Völkern der Art *Apis mellifera* zu fünf verschiedenen Untersuchungszeitpunkten im Zeitraum zwischen Oktober 2022 und Juni 2023 analysiert. Wie bereits erwähnt, fielen die Völker des Untersuchungsstandortes Naturraum Carnuntum der *Varroa*-Milbe zum Opfer. Somit musste ein neuer Untersuchungsstandort gesucht werden, der mit dem Lehrbienenstand „Bee.Ed.“ der Universität Wien gefunden wurde. Anfang Juni konnte jedoch noch eine Probe des Standortes Naturraum Carnuntum von den neuen und bereits eingewöhnten Völkern entnommen werden.

Ausgehend des zuvor beschriebenen theoretischen Hintergrunds ergaben sich dabei folgende Fragestellungen: Gibt es einen Zusammenhang zwischen der Farbe der Polleneinheiten und den dominanten Pollentaxa dieser Polleneinheiten? Welche Unterschiede sind bezüglich der Anzahl der eingetragenen Polleneinheiten, der Anzahl der Farben der Polleneinheiten und der Pollendiversität in den Proben hinsichtlich des Untersuchungszeitpunktes und des Standortes festzustellen?

2.1 Untersuchungsstandort

Zur Erleichterung der Bestimmung des Pollens der Proben wurde im Rahmen der Kartierung des entsprechenden Gebietes die markante Vegetation mithilfe der *Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol* (vgl. Fischer et al., 2008) und der Bestimmungsass *Pl@ntNet* (CIRAD et al., 2023) aufgenommen. Diese Listen wurden mit bereits vorhandenen Listen der Vegetation der Standorte ergänzt und im Anhang beigefügt (Vegetationslisten).

2.1.1 Untersuchungsstandort Naturraum Carnuntum

Zwei Proben (Oktober und Juni) wurden von Völkern entnommen, die sich in Kaisersteinbruch, Burgenland (47°99'18.9"N 16°70'65.7"E), im Naturraum Carnuntum neben der Uchatius-Kaserne, an der Grenze zu Niederösterreich, befinden.

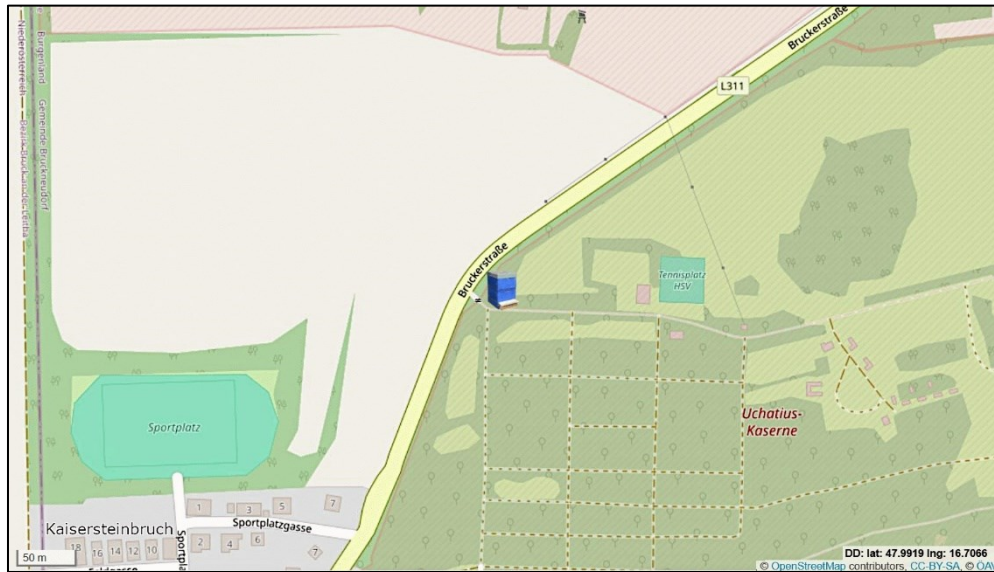


Abbildung 5: Karte des Umgebungsgebiets des Standortes Naturraum Carnuntum (Universität Wien, 2023a).

Das Gebiet um den Untersuchungsstandort weist eine verbuschte, teils mit Bäumen versetzte Vegetation, mit einzelnen Trockenrasenabschnitten, auf. Die Trockenrasenabschnitte sind jedoch meist kleinflächig, der Ackerbau mit seinen Monokulturen ist vorherrschend. Insbesondere im Bereich des Truppenübungsplatzes Bruckneudorf hat sich in diesem ehemaligen Steinbruch eine bemerkenswerte Vielfalt an Pflanzen entwickelt. Im Anhang (Vegetationslisten) befindet sich eine Übersicht über die in der Umgebung des Untersuchungsstandorts vorgefundene Vegetation. (Vgl. Roth, 2007)

Im Oktober 2022 konnten Proben von drei Völkern mit hohem Anteil der Unterart *Apis mellifera carnica* („Kärntner Biene“) und drei Völkern, die größtenteils der Unterart *Apis mellifera mellifera* („Dunkle Biene“) angehörten, entnommen werden. Die Proben von Juni 2023 wurden von einem Volk der Unterart *Apis mellifera mellifera* entnommen.

2.1.2 Untersuchungsstandort Wien Althangrund

Es wurden außerdem drei Proben von einem Volk des Lehrbienenstandes der Universität Wien (Bee.Ed) entnommen, der sich in Wien, Alsergrund, am Bienengelände in der Nordbergstraße 21, Althangrund (48°23'01.2"N 16°36'09.6"E) befindet.

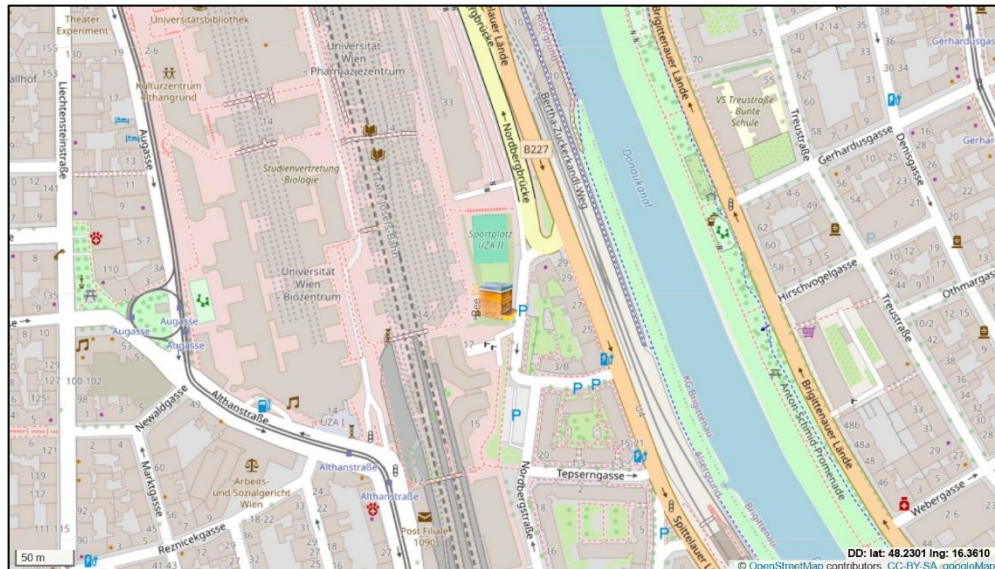


Abbildung 6: Karte des Umgebungsgebiets des Standortes Althangrund (Universität Wien, 2023a)

Das Bee.Ed-Bienengelände ist ein einzigartiges, fachdidaktisches Forschungsprojekt der Universität Wien, welches Ausbildungs- und Fortbildungsangebote anbietet. Es beherbergt sechs Bienenvölker der Art *Apis mellifera*, die größtenteils der Unterart *Apis mellifera carnica* angehören. Die Vegetation um die Bienenvölker ist sehr gut dokumentiert. Sie reicht von einem Biengarten über Ruderalbereiche, schmale Baumalleen und Blumentröge um das Universitätsgebäude und Wohnanlagen, bis hin zu einem Arzneimittelgarten. (Vgl. AECC Biology, 2023)

2.2 Probenentnahme

Der Pollen wurde mittels Pollenfallen, die außen vor dem Flugloch der Beute befestigt wurden, gesammelt. Dazu wurden die Fallen bereits nachts an der Beute angebracht und abends gegen 18:00 Uhr wieder entfernt. Da die Pollenladungen der Bienen nun einzeln und nicht vollständig vorliegen, werden sie als Polleneinheiten bezeichnet. Diese Polleneinheiten wurden aus der Sammelschublade entfernt und in Plastiksäckchen gesammelt. Bis zur Aufbereitung des Pollens im Labor wurde dieser im Tiefkühler aufbewahrt.

Die Pollenfalle funktioniert mithilfe einer Abstreifvorrichtung, mit Löchern mit einem standardisierten Durchmesser von 5 mm. Beim Passieren dieser Löcher verlieren die Bienen den Großteil ihrer Pollenladungen, die durch ein Gitter in die Sammelschublade fallen und dort einzeln als Polleneinheiten gesammelt werden. (Vgl. Dany, 1983)

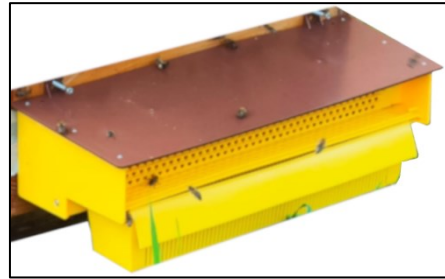


Abbildung 7: Pollenfalle (eigene Aufnahme)

2.3 Farbbestimmung

Die Bestimmung der Farben der Polleneinheiten wurde mittels einer Farbpalette der PANTONE® Farben vorgenommen. Da die Farben je nach Lichtverhältnis unterschiedlich wahrgenommen werden (vgl. Dany, 1983; Kirk, 2006), wurde versucht die Polleneinheiten unter ähnlichen Bedingungen, wie in der zum Vergleich der Farben herangezogenen Literatur, zu bestimmen. Dazu wurden die Polleneinheiten auf einem weißen Blatt Papier ausgelegt, mithilfe eines Spatels zu gleichfarbigen Haufen sortiert und schließlich vor einem Fenster, bei Tageslicht, mit der Farbpalette verglichen, um einen Farbcode zuordnen zu können. Im Anschluss wurden die Polleneinheiten unter dem Auflichtmikroskop fotografiert und gezählt. Alle Polleneinheiten einer Farbe wurden mit Essigsäure homogenisiert und schließlich wurde ein Teil dieser Suspension für die weitere Aufbereitung in eine Epruvette übertragen.

2.4 Acetolyse: Essigsäureanhydrid-Methode

Die in den Epruvetten enthaltenen Proben wurden für drei Minuten zentrifugiert. Anschließend wurden der klare Überstand dekantiert. Der Absatz wurde, nach der Essigsäureanhydrid-Methode von Erdtman (vgl. Bertsch, 1942), mit Acetolyseflüssigkeit aus neun Teilen Essigsäure-Anhydrid und einem Teil konzentrierter Schwefelsäure versetzt und im Wasserbad für drei Minuten zum Sieden gebracht. Dies bewirkt nicht nur, dass der Zellinhalt des Pollens entfernt wird, sondern auch eine Braunfärbung der Exine, die aufgrund der Widerstandsfähigkeit des Sporopollenins nicht aufgelöst wird. Somit ist eine bessere Erkennbarkeit der Pollenkörner unter dem Lichtmikroskop möglich. (Vgl. Beug, 2004) Im Anschluss wurden die Proben ausgewaschen, indem sie zentrifugiert, dekantiert und mit Wasser resuspendiert wurden. Dieser Prozess wurde insgesamt

dreimal durchgeführt. Schließlich wurden die Proben mit Glycerin fixiert und für die lichtmikroskopische Analyse auf Objektträger aufgetragen.

2.5 Lichtmikroskopische Analyse - Auszählen der Pollenkörner

Unter dem Lichtmikroskop (Nikon Eclipse 80i) wurden jeweils mindestens 300 Pollenkörner pro Objektträger, in waagrechten Reihen (vgl. Beug, 2004), bei 400-facher und 600-facher Vergrößerung, ausgezählt. Das Auszählen von mehreren hundert Pollenkörnern pro Objektträger würde zwar eine höhere Genauigkeit erzielen, jedoch nicht in Relation zum damit verbundenen Zeitaufwand stehen (vgl. Bertsch, 1942). Die einzelnen Pollenkörner können mithilfe eines Manipulators, einer Präpariernadel, an der ein Augenbrauenhaar befestigt ist, gedreht werden.

Weiters können so einzelne Pollenkörner auf, mit Glycerintropfen versehene, vorbereitete Objektträger übertragen werden. Von diesen Pollenkörnern wurden anschließend mittels einer Mikroskopkamera (JENOPTIK ProgRes SpeedXT core5) und der Software ProgRes® CapturePro 2.8.8 mit 400-facher Vergrößerung Aufnahmen aus polarer und äquatorialer Perspektive gemacht.

Im Rahmen der Auswertung wurde die relative Häufigkeit, der in den einzelnen Proben vorkommenden Taxa, ermittelt und dementsprechend Balkendiagramme und Häufigkeitstabellen in Microsoft Excel angefertigt. Zur Auswertung der prozentuellen Häufigkeit des Vorkommens der unterschiedlichen Taxa in der Gesamtprobe wurden die relativen Häufigkeiten der ausgezählten Pollenkörner der einzelnen Taxa auf die Anzahl der in der Gesamtprobe vorhandenen Polleneinheiten der entsprechenden Farbe hochgerechnet.

2.6 Rasterelektronenmikroskopische Analyse

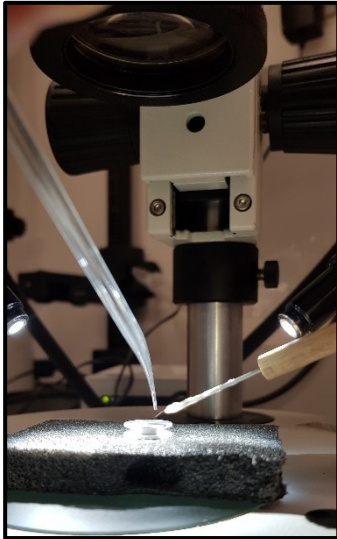


Abbildung 8: Auftragen des Pollens auf Stubs (eigene Aufnahme).

Zur Vorbereitung für die Arbeit mit dem Rasterelektronenmikroskop mussten die Pollenkörner von den Objektträgern auf Stubs übertragen werden.

Auf den Stubs wurden mittels einer Präpariernadel vier Quadranten und eine Nummer eingeritzt, um die spätere Zuordnung der jeweiligen Pollenkörner gewährleisten zu können. Mithilfe des Manipulators wurden die Pollenkörner vom Objektträger entnommen und unter einem Auflichtmikroskop im entsprechenden Quadranten platziert (Abbildung 8). Dabei wurde, mit einer Pipette, ein Tropfen Ethanol (99%) auf den Pollen getropft, um ihn vom Glycerin zu reinigen.

Anschließend wurden die Stubs anhand eines Sputter Coaters (Bio-Rad SC500) mit Gold überzogen, um die Oberfläche der Pollenkörner für das Rasterelektronenmikroskop vorzubereiten. Das Rasterelektronenmikroskop ermöglicht es, mittels eines Elektronenstrahles, stark vergrößerte Aufnahmen der Oberfläche des Pollens zu machen, wodurch anhand der ersichtlichen Skulpturdetails eine nähere Bestimmung der Taxa ermöglicht werden kann (vgl. Klaus, 1987). Es wurden sowohl Übersichtsaufnahmen der ganzen Pollenkörner in unterschiedlichen Vergrößerungen als auch Detailaufnahmen mit 30 000-facher Vergrößerung, zur besseren Vergleichbarkeit der unterschiedlichen Taxa, erstellt.

Die entstandenen licht- und rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen der Pollenkörner wurden mit Hilfe der Bildbearbeitungssoftware Gimp 2.10.32 und Adobe Photoshop 25.3 nachbearbeitet. Anschließend wurden Tafeln erstellt, welche im Anhang (Tafel 1 – Tafel 12) beigefügt wurden. Die am häufigsten vertretenen Pollentaxa der Gesamtproben der einzelnen Monate wurden zusammengefasst im Kapitel *Beschreibung der dominanten Pollentaxa aller Proben (Oktober bis Juni)* beschrieben.

3 Auswertung und Interpretation der Ergebnisse

Die Auswertung der Proben ist in Unterkapiteln nach den einzelnen Monaten gegliedert. Die Auswertung des Monats Oktober unterscheidet sich von den anderen, da die Probe im Oktober je Volk und zusätzlich jeweils nur eine Polleneinheit, je Probe und Farbe, analysiert wurde. Der Grund dafür ist, dass der Fokus im Oktober noch auf den Unterschieden zwischen den einzelnen Völkern des Standortes lag. Da die Völker des Standortes Naturraum Carnuntum den Winter aufgrund des *Varroa*-Befalls jedoch nicht überstanden und am neuen Standort Wien Althangrund nur mit einem Volk gearbeitet wurde, verlagerte sich der Fokus der folgenden Monate (März-Juni) auf die unterschiedliche Pollenzusammensetzung der nach Farben sortierten Polleneinheiten.

Im Unterkapitel zur Auswertung und Interpretation der Pollenzusammensetzung des Monats Oktober wird somit lediglich eine kurze Erläuterung der Beobachtungen zu den Farben der Polleneinheiten und die Zusammensetzung der zusammengefassten Gesamtprobe aller sechs Bienenvölker gegeben.

Die Unterkapitel aller anderen Monate gliedert sich folgendermaßen: Zu Beginn jedes Unterkapitels ist die Verteilung der Farben der Polleneinheiten der entsprechenden Probe anhand von Farbcodes (PANTONE® Farben) in einem Kreisdiagramm dargestellt. Die Sektoren dieser Diagramme sind dabei nach den entsprechenden Farben eingefärbt. Die Auswertungen der Ergebnisse zur Pollenverteilung, der zu den einzelnen Farben zugeordneten Polleneinheiten, werden mithilfe von Abbildungen nach dem folgenden Schema dargestellt:

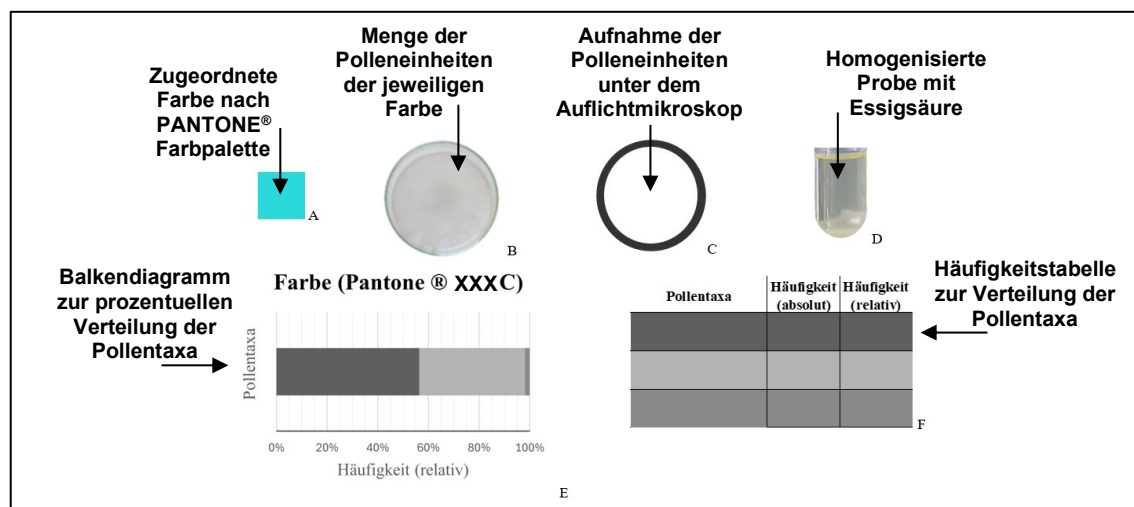


Abbildung 9: Schema der Abbildungen der Auswertung der Polleneinheiten nach Farben (eigene Aufnahmen).

Dabei werden die Proben der einzelnen Pollenfarben jeweils, nach ihrem prozentuellen Anteil an der Gesamtprobe des jeweiligen Monats, absteigend angeführt.

Als Anhaltspunkte für den Vergleich der Farben der Polleneinheiten mit den für die bestimmten Pollentaxa typischen Farben, wurden *A colour guide to pollen loads of the honey bee* (Kirk, 2006) und *Pollenfarben, Trachtenpflanzen, Nektar- und Pollenangebot* (Rosner, 2013) und die *App Beekeepr* des PlanBee Projects (Günther & Antin, 2023) herangezogen. Die Aufnahmen der Polleneinheiten unter dem Auflichtmikroskop bilden aufgrund der hohen Beleuchtung oft hellere Farben ab als die Farben, die den unvergrößerten Polleneinheiten bei Tageslicht zugeordnet wurden.

Die zur Bestimmung der Pollentaxa angefertigten licht- und rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen sind auf den Tafeln 1-12 im Anhang zu finden. Der Verweis, auf welcher Tafel sich ein bestimmtes Taxon befindet, ist im folgenden Fließtext jeweils in Klammern, mit der Nummer der Tafel und der Position der Bilder, angegeben.

Die Werte der Kreisdiagramme in den Unterkapiteln zur Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe der jeweiligen Monate wurden, wie im Methodenteil beschrieben, anhand einer Gewichtung berechnet.

Im Unterkapitel *Auswertung und Interpretation der jahreszeitlichen Veränderung der Probenzusammensetzung* werden die Proben der einzelnen Monate (Oktober 2022, März – Juni 2023) anhand folgender Variablen miteinander verglichen: Anzahl der Polleneinheiten, Farben der Polleneinheiten und identifizierte Pollentaxa.

3.1 Auswertung und Interpretation der Probenzusammensetzung (Oktober)

Am 13. Oktober 2022 wurde am Standort Naturraum Carnuntum Pollen von sechs verschiedenen Völkern entnommen. Insgesamt können in dieser Probe 1843 Polleneinheiten ausgezählt und drei verschiedene Farben identifiziert werden.



Abbildung 10: Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 1205C (eigene Aufnahmen).

Die hellste Farbe (PANTONE® 1205C) kann nur in einer der sechs Proben, bestehend aus 424 Polleneinheiten, vorgefunden werden. Anhand der lichtmikroskopischen Analyse kann festgestellt werden, dass die Probe zum größten Teil, mit einer sehr geringen Anzahl an Verunreinigungen, aus Pollen von cf. *Veronica agrestis* (Tafel 1: 17-20) zusammengesetzt ist.

Für Polleneinheiten aus Pollen von *Veronica agrestis* konnte keine Referenz gefunden werden, jedoch für *Veronica spicata*, die beige Farbtöne aufweisen.



Abbildung 11: Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 109C (eigene Aufnahmen).

Bezüglich der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 109C kann eine Zusammensetzung aus Pollen von *Sinapis alba* (Tafel 1: 1-4) und cf. *Raphanus sativus* (Tafel 1: 5-8), mit wenigen Verunreinigungen, festgestellt werden. Polleneinheiten aus Pollen von *Sinapis alba* weisen dunkelgelbe, orange bis hellbraune Farben auf, die sich mit der Farbe der vorliegenden Polleneinheiten decken. Auch die gelbe Farbe der Polleneinheiten von Pollen aus *Raphanus sativus* passen zur Farbe dieser Polleneinheiten.



Abbildung 12: Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 145C (eigene Aufnahmen).

Die Proben der Farbe PANTONE® 145C weisen einen überwiegenden Anteil an Pollen von *Hedera helix* (Tafel 1: 9-12) auf. Wie anhand der vorliegenden Probe erkannt werden kann, weisen Polleneinheiten aus Pollen von *Hedera helix* eine gelbe, orange bis braune Farbe auf.

Die verschiedenen Pollentaxa, die weiters bei der Analyse der Gesamtproben der Völker identifiziert wurden, gliedern sich farblich ebenfalls in die oben beschriebenen Farbtöne ein. So könnten die weißen, gelben bis grünlichen Polleneinheiten aus Pollen von *Cirsium sp.* (Tafel 2: 1-4) zur Farbe PANTONE® 1205C passen. Goldgelbe bis orange Polleneinheiten aus Pollen von *Helianthus annuus* (Tafel 2: 9-12) könnten der Farbe PANTONE® 109C entsprechen. Der dunkelsten Farbe der Probe (PANTONE® 145C) könnten die Farbtöne der Polleneinheiten von *Erigeron sp.* (Tafel 2: 13-16) (orange), *Taraxacum sp.* (rotorange) bzw. *Cichorium sp.* (Tafel 2: 5-8) (hellgrau, grün, graubraun, hellorange) gleichkommen. Die hellbraunen bis hellgrauen Farben der Polleneinheiten aus Pollen von *Thymus sp.* (Tafel 1: 13-16) lassen sich anhand der Farben der vorliegenden Probe nicht erkennen.

3.2 Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa der Gesamtprobe (Oktober)

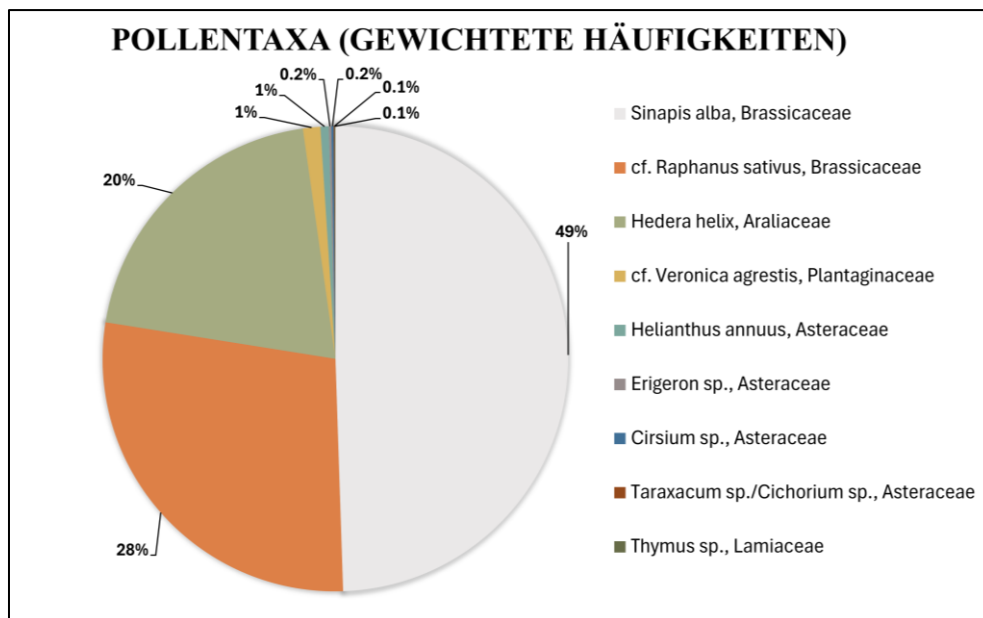


Abbildung 13: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im Oktober 2022 entnommenen Probe des Standortes Naturraum Carnuntum (eigene Erhebung).

Anhand der Auszählung von insgesamt 1 865 Pollenkörnern ergab sich für die im Oktober 2022 vom Standort Naturraum Carnuntum entnommene Probe folgende Pollenzusammensetzung: *Sinapis alba* (Tafel 1: 1-4) bildet mit 49% nahezu die Hälfte des gesamten Pollens der Probe. Des Weiteren sind cf. *Raphanus sativus* (Tafel 1: 5-8) (28%) und *Hedera helix* (Tafel 1: 9-12) (20%) vertreten. Die übrige Probe setzt sich aus sechs weiteren Taxa zusammen, auf die jedoch jeweils nur ein sehr geringer Anteil von 0,1-1% zukommt.

3.3 Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (März)

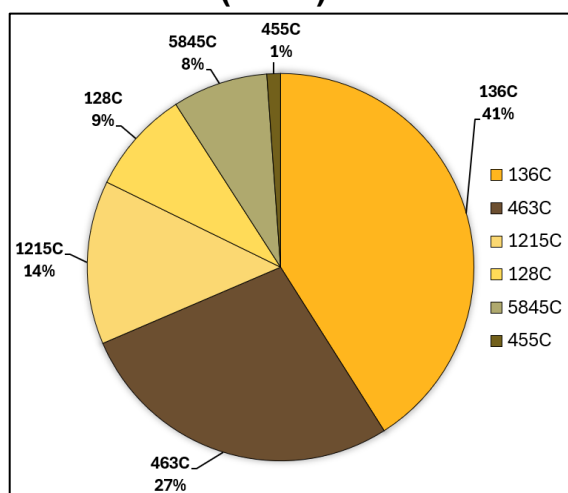


Abbildung 14: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im März 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).

Die am 21. März 2023 vom Standort Wien Althangrund entnommene Probe umfasst insgesamt 439 Polleneinheiten. Diese können in sechs Farben unterteilt werden. Im weiteren Verlauf werden die zu den einzelnen Farben zugeordneten Polleneinheiten bezüglich ihrer Pollenzusammensetzung und -verteilung näher beschrieben.

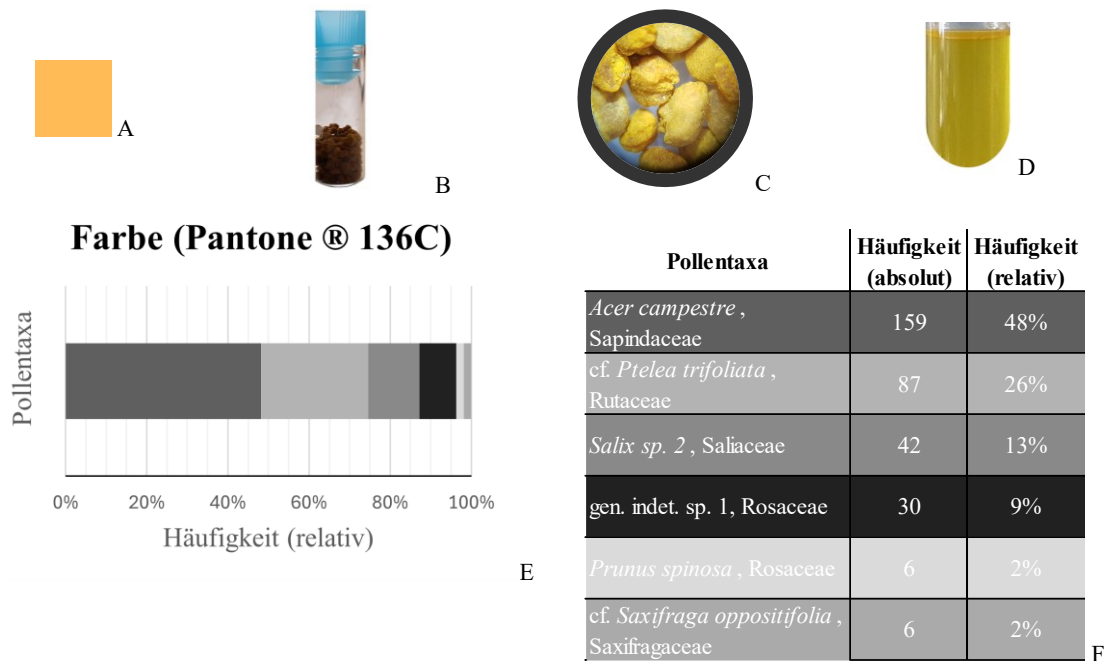


Abbildung 15: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 136C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Die dominanteste Farbe der im März entnommenen Probe ist die Farbe PANTONE® 136C, mit einem Anteil von 41% ($N = 180$) der Polleneinheiten der gesamten Probe ($N = 439$). Bei der Analyse dieser Polleneinheiten können sechs Pollentaxa unterschieden werden, wobei der Pollen von *Acer campestre* (Tafel 3: 5-8) mit einem Anteil von 48% überwiegt. 26% bildet der Pollen von cf. *Ptelea trifoliata* (Tafel 4: 4-7) und 13% der von *Salix sp. 2* (Tafel 4: 12-15). Weiters kann, zu einem Anteil von 9%, eine nicht näher identifizierte Rosaceae (gen. indet. sp. 1) (Tafel 3: 21-24) und ein geringer Anteil (2%) an *Prunus spinosa* (Tafel 3: 9-12) und cf. *Saxifraga oppositifolia* (Tafel 4: 1-3) in der Probe aufgefunden werden.

Polleneinheiten aus Pollen von *Acer campestre* weisen eine blassgelbe bis dunkelgelbe Farbe auf, was der Farbe dieser Probe entspricht. Weiters kann die hellgelbe bis gelbe Farbe der Polleneinheiten aus Pollen von *Salix sp.* erkannt werden. Zur Farbe der Polleneinheiten von *Ptelea trifoliata* konnte keine Referenz gefunden werden.

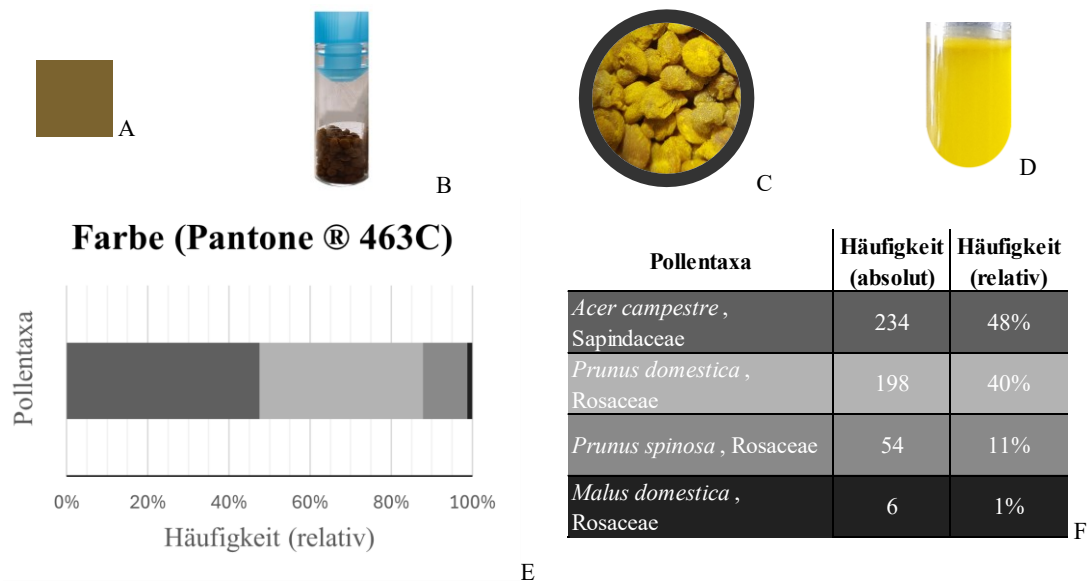


Abbildung 16: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 463C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Mit einem Anteil von 27% ($N = 121$) der Polleneinheiten der gesamten Probe ($N = 439$) ist die Farbe PANTONE® 463C vertreten, die sich hauptsächlich aus Pollen von *Acer campestre* (Tafel 3: 5-8) (48%) und *Prunus domestica* (Tafel 3: 13-16) (40%) zusammensetzt. Weitere Taxa sind mit *Prunus spinosa* (Tafel 3: 9-12) (11%) und einem sehr geringen Anteil (1%) *Malus domestica* (Tafel 3: 1-4) vertreten.

Anhand dieser Probe kann die Farbe der als hellbraun beschriebenen Polleneinheiten aus Pollen von *Prunus domestica* erkannt werden. Die blassgelbe bis dunkelgelbe Farben von *Acer campestre* und die beige, dunkelgelbe, orange bis bräunliche Farbe von *Prunus spinosa* können jedoch nur anhand der mikroskopischen Aufnahme erahnt werden.

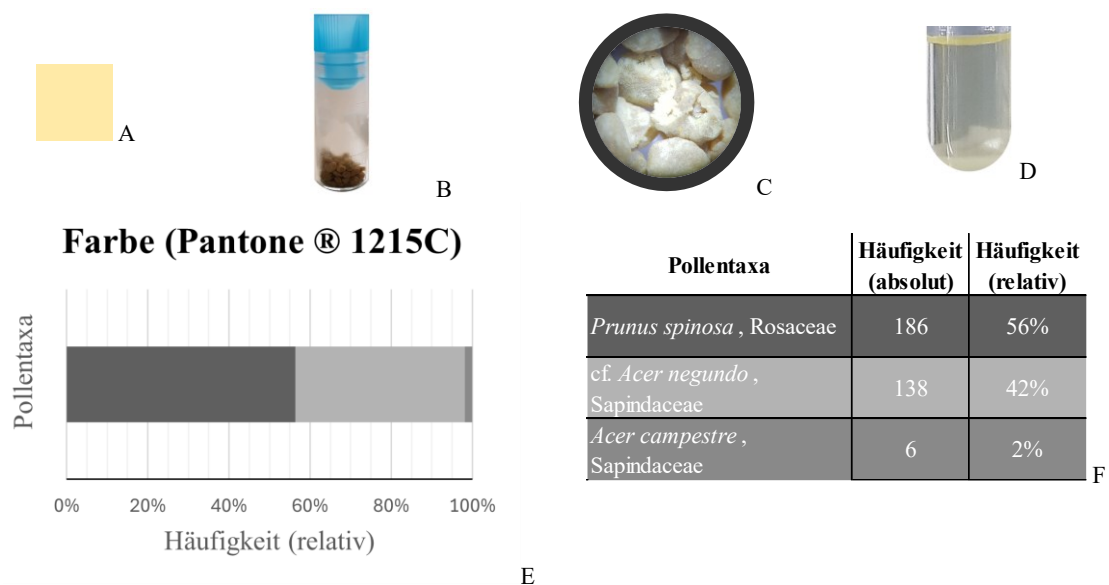


Abbildung 17: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 1215C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 1215C können zu einem Anteil von 14% ($N = 60$) der Polleneinheiten der gesamten Probe ($N = 439$) zugeordnet werden. Die Analyse dieser Polleneinheiten ergibt eine Verteilung von 56% *Prunus spinosa* (Tafel 3: 9-12) und 42% cf. *Acer negundo* (Tafel 4: 16-19). Des Weiteren konnte zu einem geringen Anteil (2%) Pollen von *Acer campestre* (Tafel 3: 5-8) aufgefunden werden.

Die Polleneinheiten dieser Probe können dem beigen Farbton der Polleneinheiten aus Pollen von *Prunus spinosa* zugeordnet werden. Weiters weisen auch Polleneinheiten aus Pollen von *Acer sp.* unterschiedliche Gelb-, aber auch Grüntöne, auf.

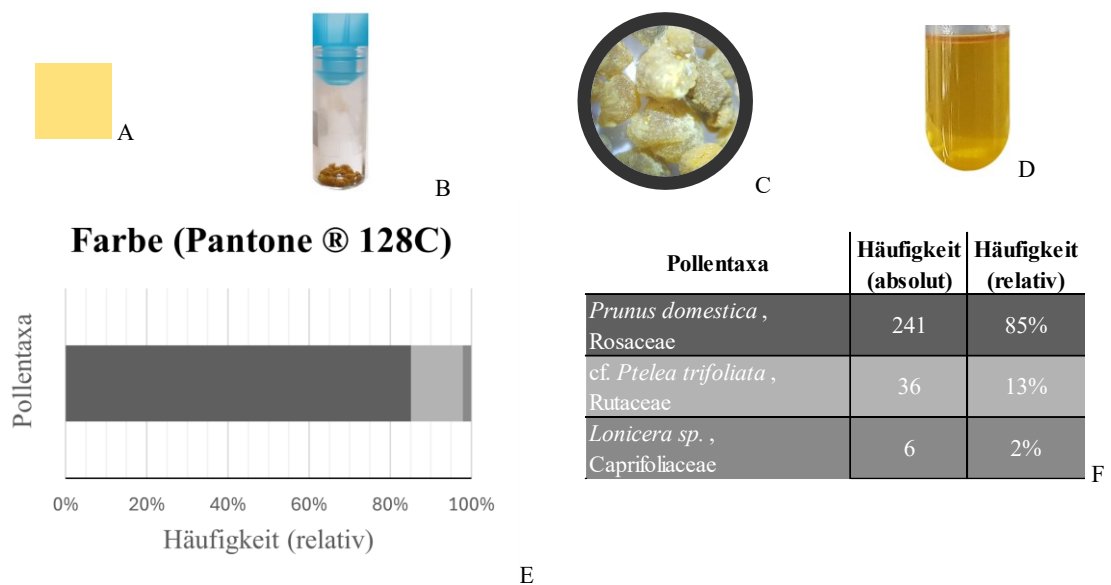


Abbildung 18: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 128C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

9% ($N = 38$) der Polleneinheiten der gesamten Probe ($N = 439$) können der Farbe PANTONE® 128C zugeordnet werden, die sich hauptsächlich (85%) aus Pollen von *Prunus domestica* (Tafel 3: 13-16) zusammensetzt. Weiters kann, zu einem Anteil von 13%, Pollen von cf. *Ptelea trifoliata* (Tafel 4: 4-7) und, zu einem Anteil von 2%, Pollen von *Lonicera sp.* (Tafel 4: 8-11) aufgefunden werden.

Die Farbe dieser Probe entspricht jedoch nicht der für Polleneinheiten aus Pollen von *Prunus domestica* typischen hellbraunen Farbe. Zur Farbe der Polleneinheiten von *Ptelea trifoliata* konnte keine Referenz gefunden werden.

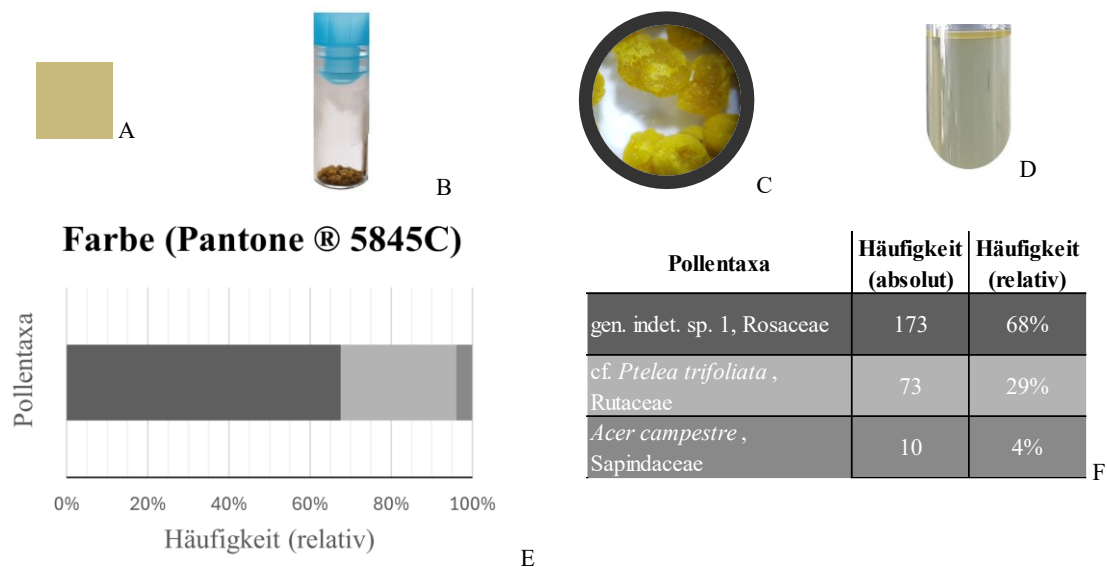


Abbildung 19: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 5845C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

8% der Polleneinheiten ($N = 35$) der gesamten Probe ($N = 439$) können weiters der Farbe PANTONE® 5845C zugeordnet werden. Die Analyse dieser Polleneinheiten ergibt eine Pollenzusammensetzung aus 68% der nicht näher identifizierten Rosaceae (gen. indet. sp.1) (Tafel 3:21-24) und 29% cf. *Ptelea trifoliata* (Tafel 4: 4-7). Außerdem macht der Pollen von *Acer campestre* (Tafel 3: 5-8) einen geringen Anteil von 4% der Probe aus.

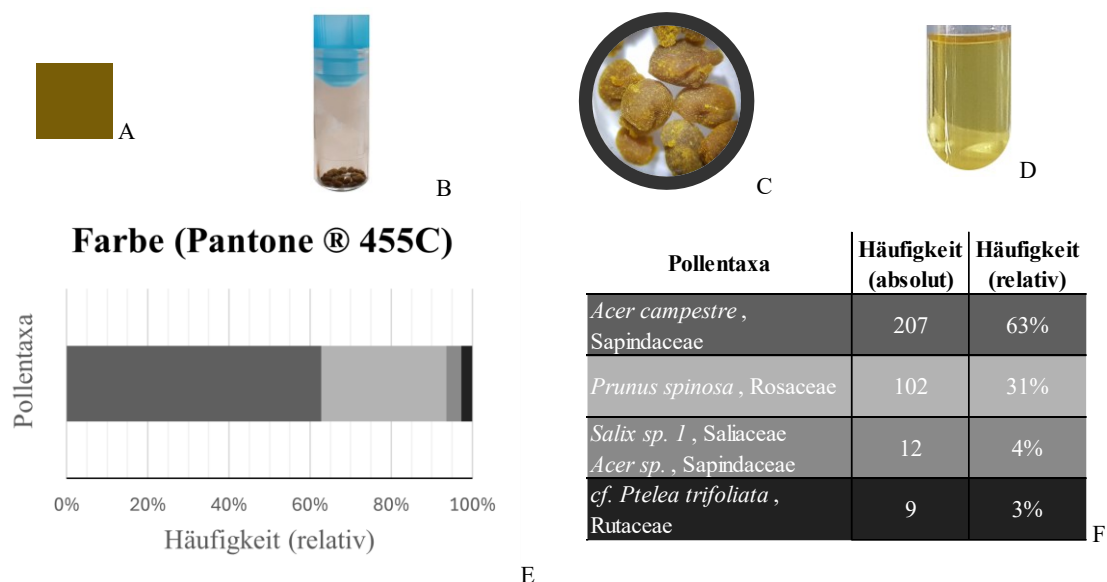


Abbildung 20: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE®455C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Den geringsten Anteil stellt mit nur 1% der Polleneinheiten ($N = 5$) der gesamten Probe ($N = 439$) die Farbe PANTONE® 455C dar. Die dominierende Art ist in dieser Probe, mit einem Anteil von 63%, *Acer campestre* (Tafel 3: 5-8). Weiters können 31% des Pollens *Prunus spinosa* (Tafel 3: 9-12) zugeordnet werden. Der Rest der Probe setzt sich aus

einem geringen Anteil von *Acer sp.* (Tafel 3: 17-18) und *Salix sp. 1* (Tafel 3: 19-20) (4%) sowie cf. *Ptelea trifoliata* (Tafel 4: 4-7) (3%) zusammen.

Die Farbe dieser Probe entspricht dem für Polleneinheiten aus Pollen von *Prunus spinosa* beschriebenen bräunlichen Farbton und ist etwas dunkler als die für Polleneinheiten aus Pollen von *Acer campestre* übliche blassgelbe bis dunkelgelbe Farbe.

3.4 Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (März)

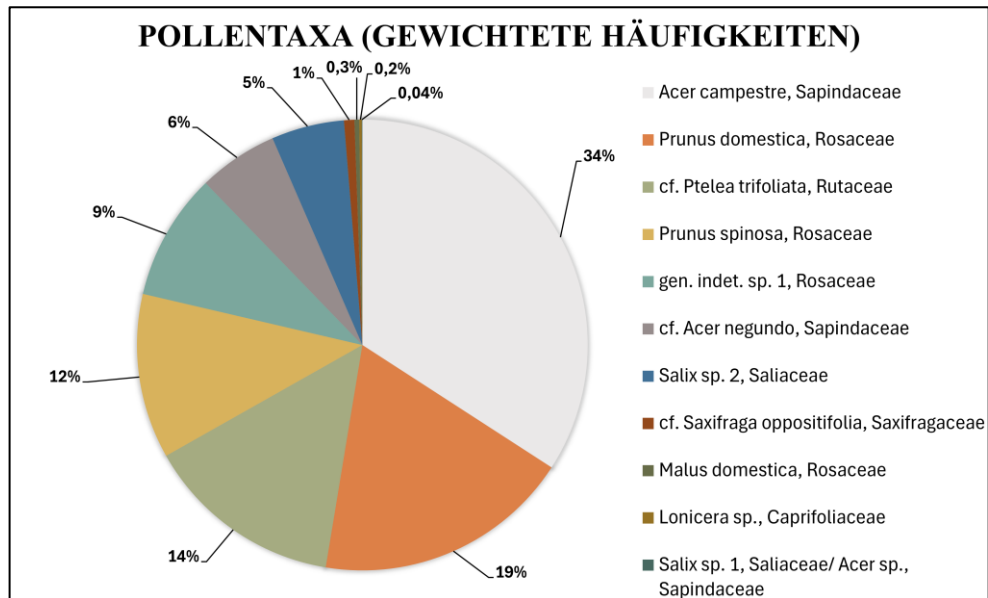


Abbildung 21: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im März 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).

Die Pollenzusammensetzung der Gesamtprobe von März 2023 des Standortes Wien Althangrund umfasst elf Taxa. *Acer campestre* (Tafel 3: 5-8) stellt mit einem prozentuellen Anteil von 34% die dominante Pollenart im März dar. Des Weiteren ist mit *Prunus domestica* (Tafel 3: 13-16) (19%), *Prunus spinosa* (Tafel 3: 9-12) (12%), *Malus domestica* (Tafel 3: 1-4) (0,3%) sowie einer nicht näher identifizierten Rosaceae (Tafel 3: 21-24) (9%), die Familie der Rosaceae, mit einem Anteil von 40,3%, sehr präsent vertreten. Cf. *Ptelea trifoliata* (Tafel 4: 4-7) bildet, mit einem Anteil von 14%, einen weiteren nennenswerten Teil dieser Probe.

3.5 Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (April)

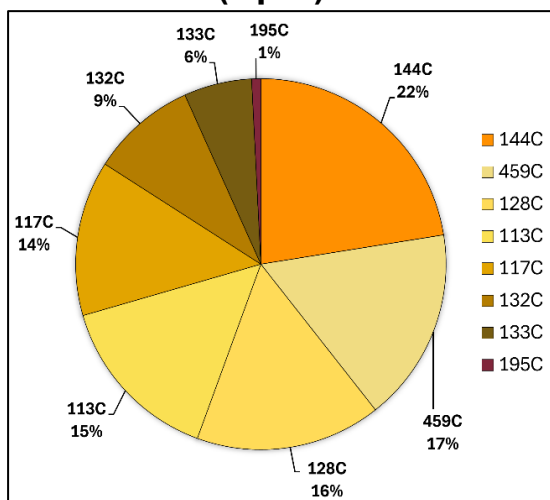


Abbildung 22: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im April 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).

In der Probe, die am 21. April 2023 am Standort Wien Althangrund entnommen wurde, können insgesamt 1 130 Polleneinheiten ausgezählt werden. Diese Polleneinheiten können acht Farben zugeordnet werden, die im weiteren Verlauf bezüglich ihrer Pollenzusammensetzung und -verteilung näher beschrieben werden.

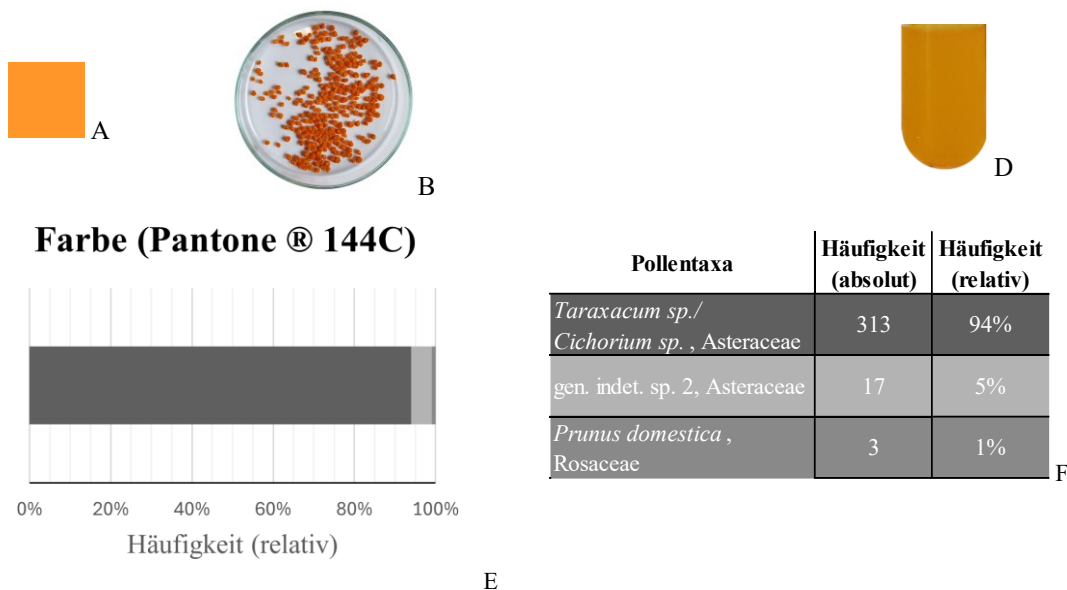


Abbildung 23: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 144C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Mit einem Anteil von 22% der Polleneinheiten ($N = 254$) der gesamten Probe ($N = 1\,130$) stellt die Farbe PANTONE® 144C die am häufigsten vorkommende Farbe dieser Probe dar. Der dominante Pollen dieser Probe ist, mit einem Anteil von 94%, *Taraxacum* sp. oder *Cichorium* sp. (Tafel 7: 1-4). Weiters kann eine geringe Anzahl an Verunreinigungen, 5% einer nicht konkret identifizierten Asteraceae (gen. indet. sp. 2) (Tafel 7: 5-8) und 1% *Prunus domestica* (Tafel 5: 5-8), nachgewiesen werden.

Die Farbe der Probe entspricht der für Polleneinheiten aus Pollen von *Taraxacum* sp. typischen rotgelben Farbe. Polleneinheiten aus Pollen von *Cichorium* sp. weisen eine eher hellgraue, grüne, graubraune bis hellorange Farbe auf, was darauf schließen lässt, dass *Taraxacum* sp. in dieser Probe dominiert.

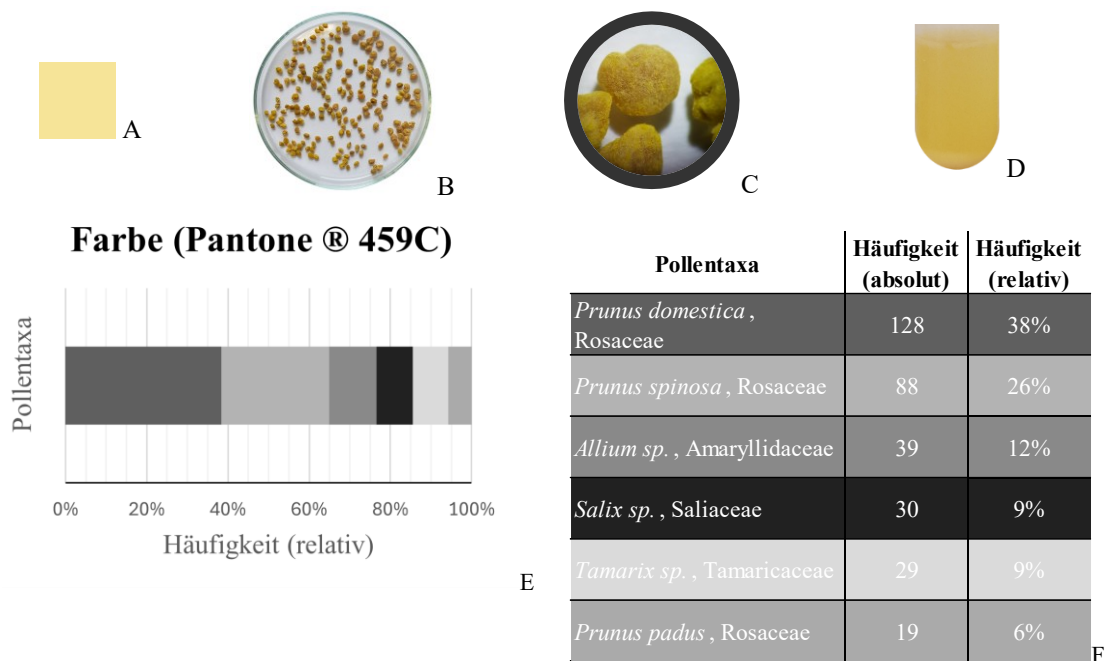


Abbildung 24: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 459C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Einen nur etwas geringeren Anteil von 17% der Polleneinheiten ($N = 191$) der gesamten Probe ($N = 1\,130$) stellt die Farbe PANTONE® 459 dar, deren Zusammensetzung aus sechs Taxa besteht. *Prunus domestica* (Tafel 5: 5-8) (38%) und *Prunus spinosa* (Tafel 5: 1-4) (26%) bilden jedoch gemeinsam über die Hälfte der Pollenzusammensetzung dieser Probe.

Die verschiedenen Taxa dieser Probe weisen ein sehr breites Spektrum an Farben der Polleneinheiten von hellgelb bis gelb (*Salix sp.*), beige bis orange-braun (*Allium sp.*), beige, dunkelgelb, orange bis bräunlich (*Prunus spinosa*), bis hin zu hellbraun (*Prunus domestica*) auf.

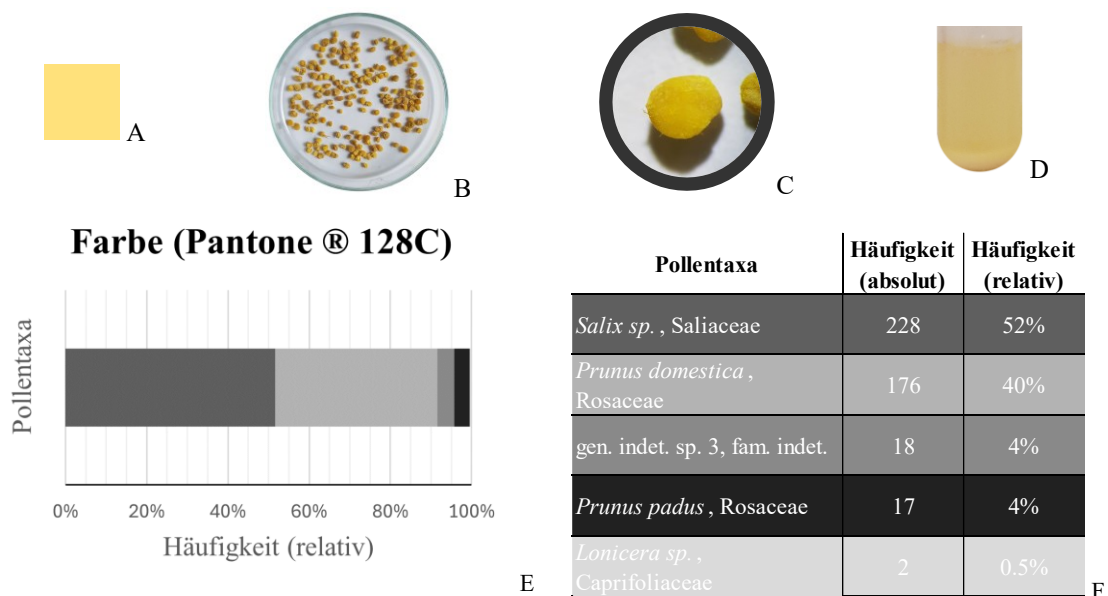


Abbildung 25: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 128C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Ein ähnlicher Anteil (16%) der Polleneinheiten ($N = 183$) der gesamten Probe ($N = 1\,130$) kann der Farbe PANTONE® 128 zugeordnet werden, die sich neben drei weiteren Taxa hauptsächlich aus *Salix sp.* (Tafel 6: 17-20) (52%) und *Prunus domestica* (Tafel 5: 5-8) (40%) zusammensetzt.

Polleneinheiten aus Pollen von *Salix sp.* weisen typischerweise hellgelbe bis gelbe Farbtöne auf, was trotz des hohen Anteils an Pollen von *Prunus domestica* auch mit der Farbe der Polleneinheiten dieser Probe übereinstimmt.

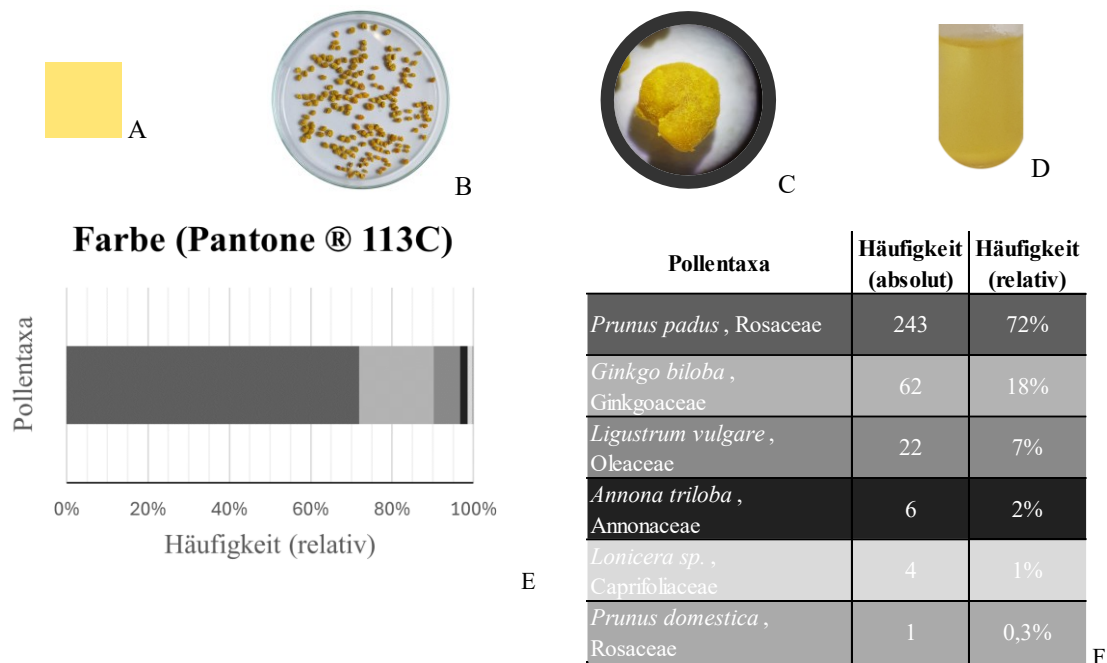


Abbildung 26: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 113C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Ebenfalls einen sehr ähnlichen Anteil (15%) der Polleneinheiten ($N = 169$) der gesamten Probe ($N = 1\,130$) bildet die Farbe PANTONE® 113. Die Pollenzusammensetzung dieser Probe besteht aus sechs Taxa, wobei mit 72% der Pollen von *Prunus padus* (Tafel 5: 9-12) dominiert. Weiters ist, mit einem Anteil von 18%, *Ginkgo biloba* (Tafel 5: 21-24) als zweithäufigstes Taxon vertreten.

Für Pollenladungen aus Pollen von *Prunus padus* und *Ginkgo biloba* konnte keine Referenz gefunden werden.

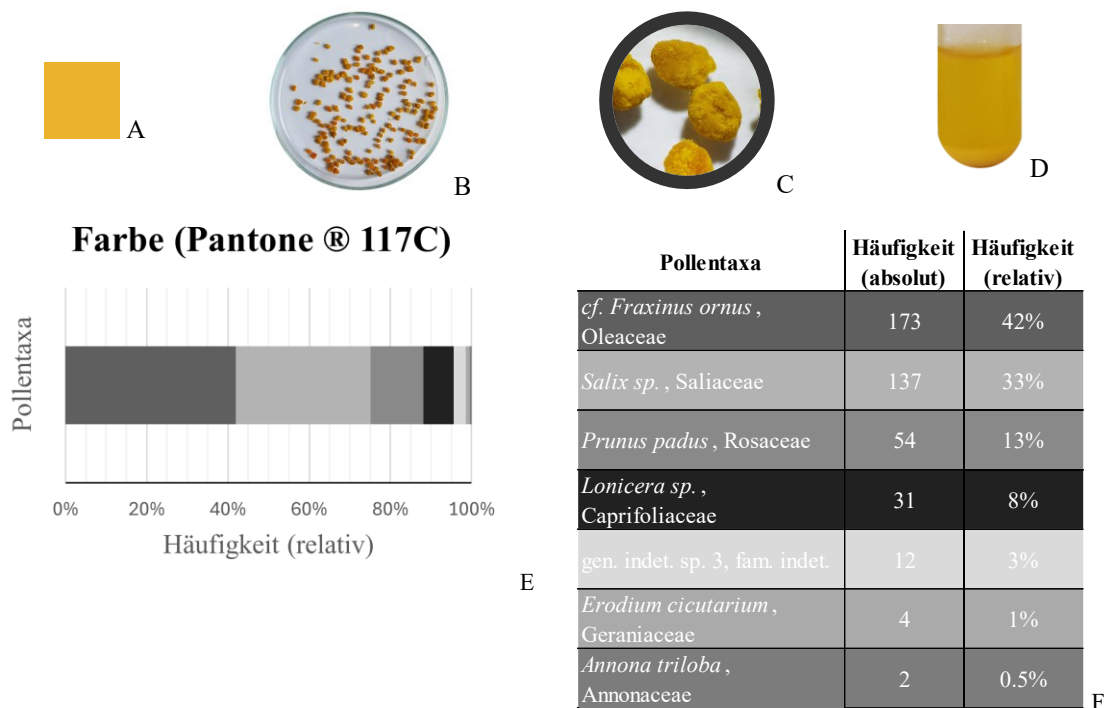


Abbildung 27: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 117C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

14% der Polleneinheiten ($N = 153$) der gesamten Probe ($N = 1\,130$) können der Farbe PANTONE® 117 zugeordnet werden. Obwohl die Probe aus sieben verschiedenen Pollentaxa zusammengesetzt ist, überwiegt der Pollen von *cf. Fraxinus ornus* (Tafel 6: 13-16) (42%) und bildet gemeinsam mit *Salix sp.* (Tafel 6: 17-20) (33%) 75% der Gesamtprobe.

Polleneinheiten aus Pollen von *Fraxinus sp.* weisen eine dunkelgelbe bis dunkelbraune Farbe auf, was zur Farbe dieser Probe passt. Im Vergleich zur Farbe der Polleneinheiten von *Salix sp.* (hellgelb bis gelb) ist die Probe jedoch etwas dunkler.

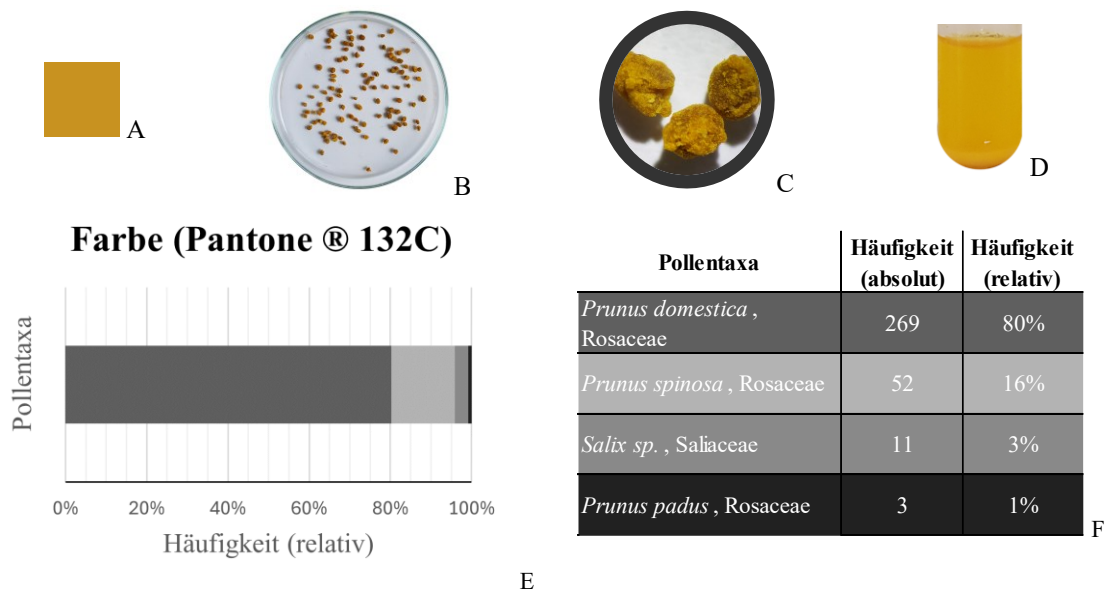


Abbildung 28: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 132C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

9% der Polleneinheiten ($N = 104$) der gesamten Probe ($N = 1\,130$) können der Farbe PANTONE® 132C zugeordnet werden, deren Auswertung eine Pollenzusammensetzung aus vier Pollentaxa ergibt. Dabei dominiert *Prunus domestica* (Tafel 5: 5-8) mit 80%, neben *Prunus spinosa* (Tafel 5: 1-4) mit 16% des Gesamtanteils.

Die Farbe der Polleneinheiten dieser Probe deckt sich mit den bereits beschriebenen Farben der Polleneinheiten aus Pollen von *Prunus domestica* und *Prunus spinosa*.

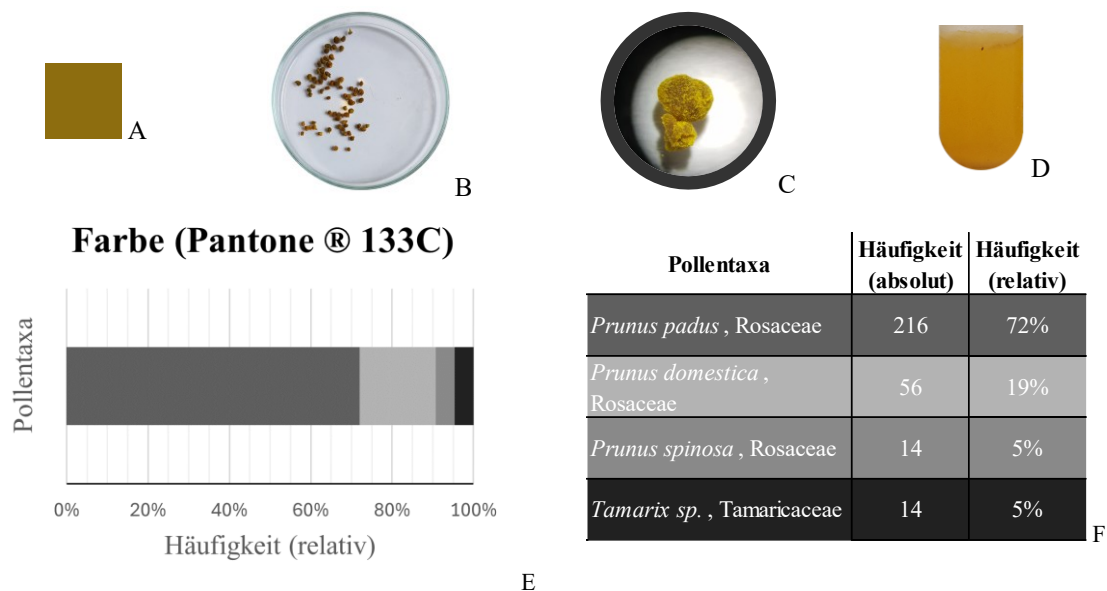


Abbildung 29: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 133C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Nur 6% der Polleneinheiten ($N = 67$) der gesamten Probe ($N = 1\,130$) stellt die Farbe PANTONE® 133C dar. Bei einer Pollenzusammensetzung aus vier Taxa dominiert der Pollen von *Prunus padus* (Tafel 5: 9-12) (72%) und macht gemeinsam mit *Prunus domestica* (Tafel 5: 5-8) (19%) insgesamt 90% des Pollens dieser Probe aus.

Zur Farbe der Polleneinheiten aus Pollen von *Prunus padus* konnte kein Vergleichswert gefunden werden. Die Polleneinheiten weisen jedoch die für *Prunus domestica* bereits beschriebene Farbe auf.

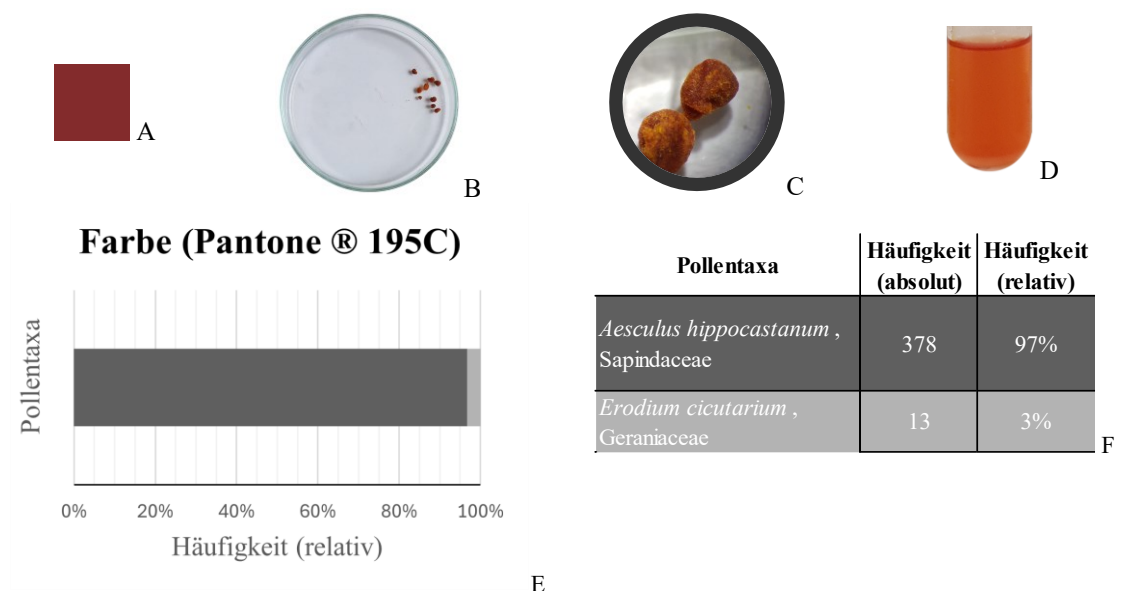


Abbildung 30: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 195C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Die geringste Anzahl an Polleneinheiten ($N = 9$) bildet mit einem Prozentanteil von 1% der gesamten Probe ($N = 1\,130$) die Farbe PANTONE® 195C, die sich aus zwei Taxa zusammensetzt, wobei *Aesculus hippocastanum* (Tafel 5: 13-16) mit 97% in dieser Probe klar überwiegt. Dies ist auch an der Übereinstimmung mit den dunkelroten Farbtönen für Pollenladungen aus Pollen von *Aesculus hippocastanum* ersichtlich.

3.6 Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (April)

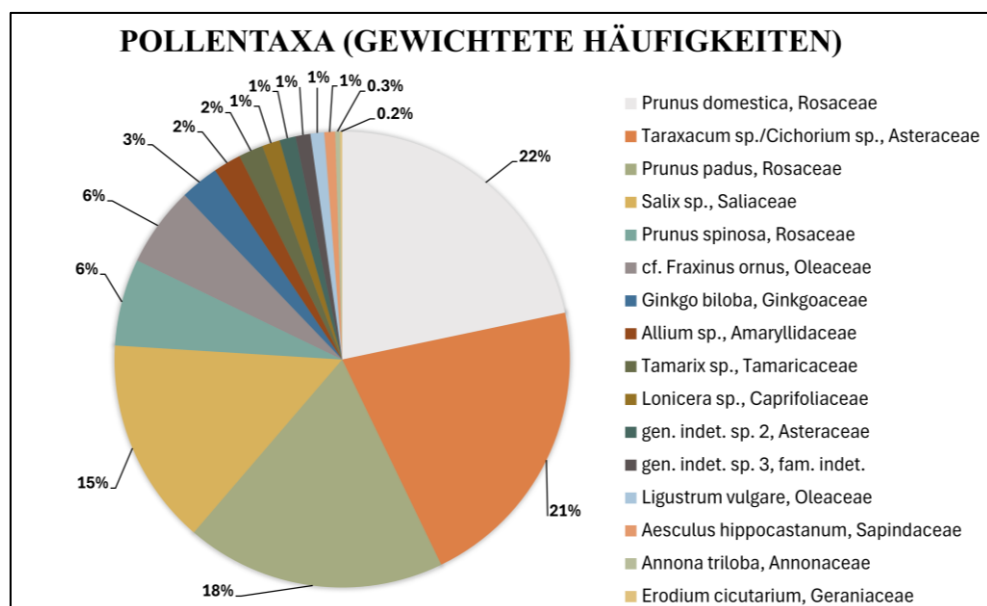


Abbildung 31: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im April 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).

Die Gesamtprobe des Monats April 2023 des Standortes Wien Althangrund zeigt eine Pollenzusammensetzung von 16 unterschiedlichen Taxa auf. Dabei bilden die vier Taxa

Prunus domestica (Tafel 5: 5-8) (22%), *Taraxacum sp.* bzw. *Cichoriam sp.* (Tafel 7: 1-4) (21%), *Prunus padus* (Tafel 5: 9-12) (18%) und *Salix sp.* (Tafel 6: 17-20) (15%) gemeinsam zwei Drittel dieser Probe, während die anderen zwölf Taxa nur jeweils einen Anteil von unter 10% aufweisen. Auch hier ist, wie bereits in der Probe von März, die Familie der Rosaceae, mit einem Anteil von 46% der Gesamtprobe, sehr dominant. Ein Taxon der Probe, das einem Anteil von 1% entspricht, konnten nicht identifiziert werden.

3.7 Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (Mai)

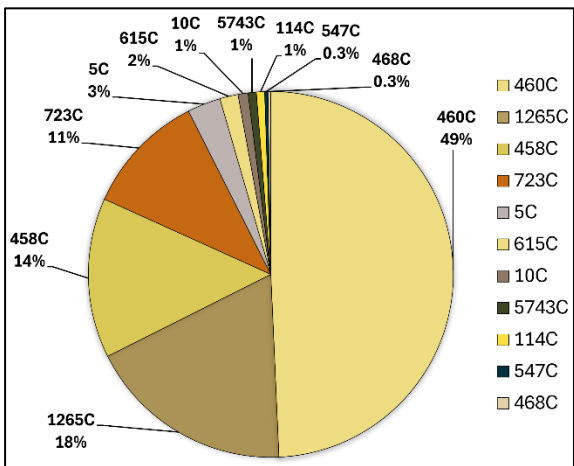


Abbildung 32: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im Mai 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).

Die Auszählung der Probe, die am 31. Mai 2023 am Standort Wien Althangrund entnommen wurde, ergibt 3 155 Polleneinheiten, die elf Farben zugeordnet werden können. Im weiteren Verlauf werden die zu den einzelnen Farben zugeordneten Polleneinheiten näher beschrieben:

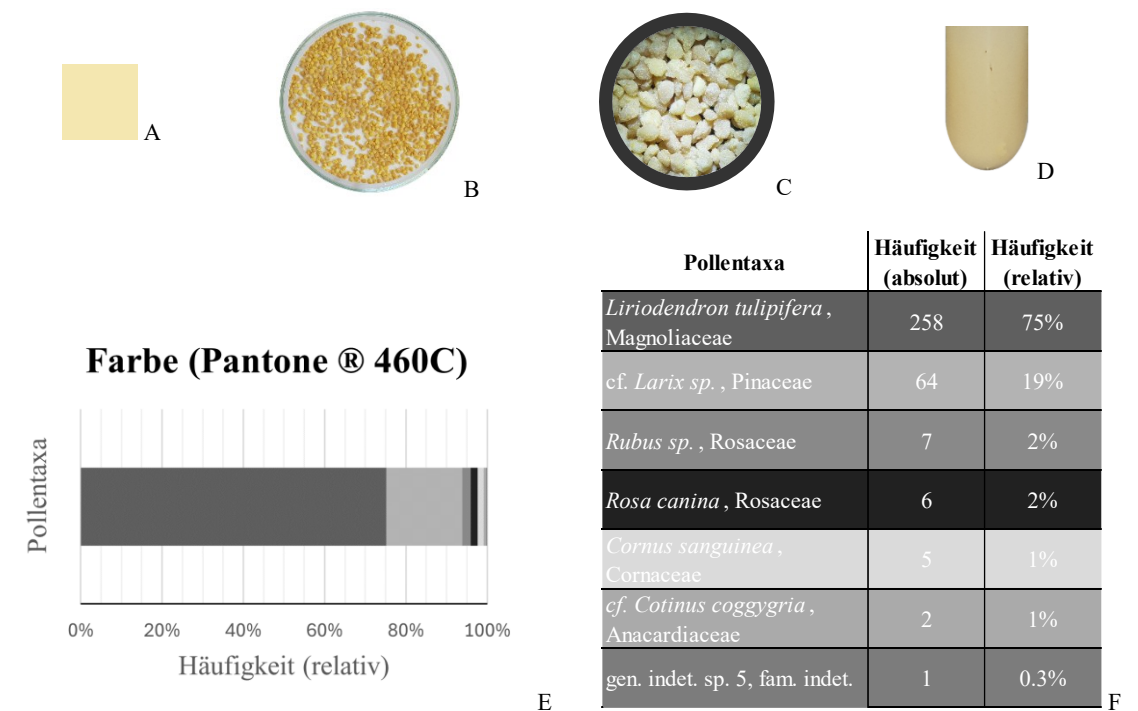


Abbildung 33: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 460C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Nahezu die Hälfte (49%) der Polleneinheiten ($N = 1\,555$) der gesamten Probe ($N = 3\,155$) können der Farbe PANTONE® 460C zugeordnet werden. Bei der Pollenzusammensetzung dieser Polleneinheiten dominiert Pollen von *Liriodendron tulipifera* (Tafel 10: 9-12) mit einem Anteil von 75%. Weiters kann, mit einem Anteil von 19%, cf. *Larix sp.* (Tafel 10: 5-8) aufgefunden werden. Der Rest der Probe setzt sich zu sehr geringen Anteilen (0,3-2%) aus weiteren vier Taxa zusammen. Sowohl für die Farbe der Polleneinheiten von *Liriodendron tulipifera*, als auch für *Larix sp.*, konnte keine Referenz gefunden werden.

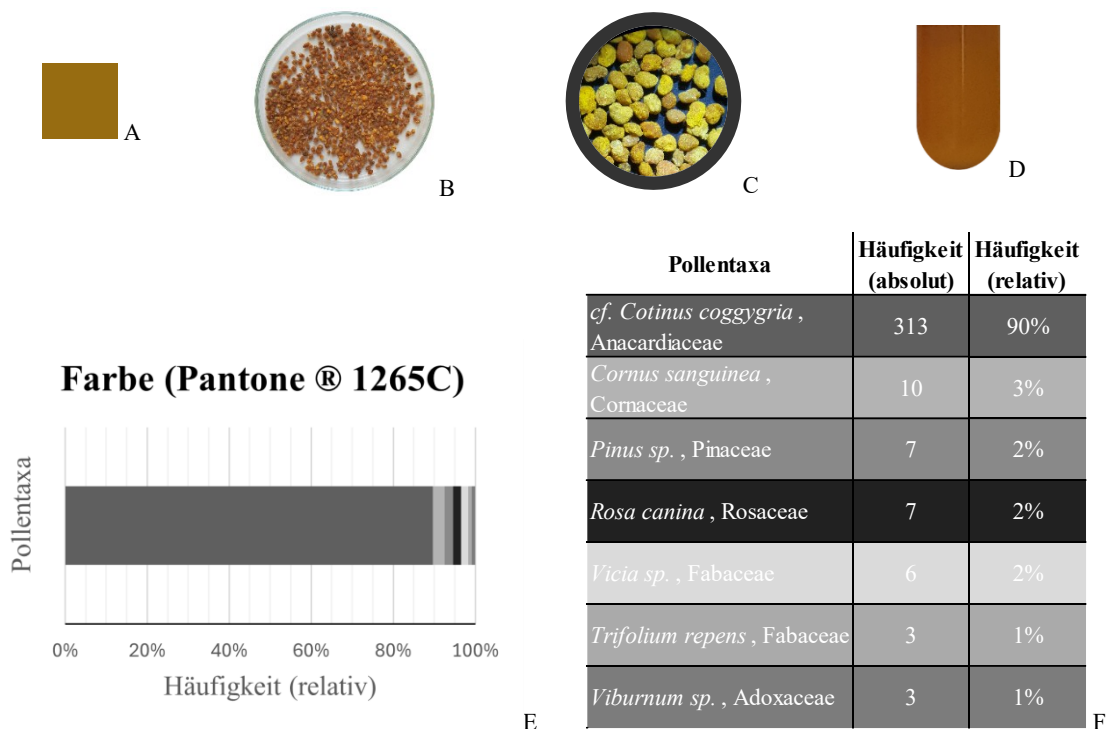


Abbildung 34: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 1265C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 1265C sind mit einem Anteil von 18% ($N = 578$) der Polleneinheiten der gesamten Probe ($N = 3\,155$) vertreten, deren dominantes Pollentaxon, mit 90%, cf. *Cotinus coggygria* (Tafel 8: 1-4) darstellt. Die weiteren sechs in der Probe vorkommenden Taxa, bilden jeweils nur geringe Anteile zwischen 1% und 3%.

Für Polleneinheiten aus Pollen von *Cotinus coggygria* konnte keine Referenz gefunden werden.

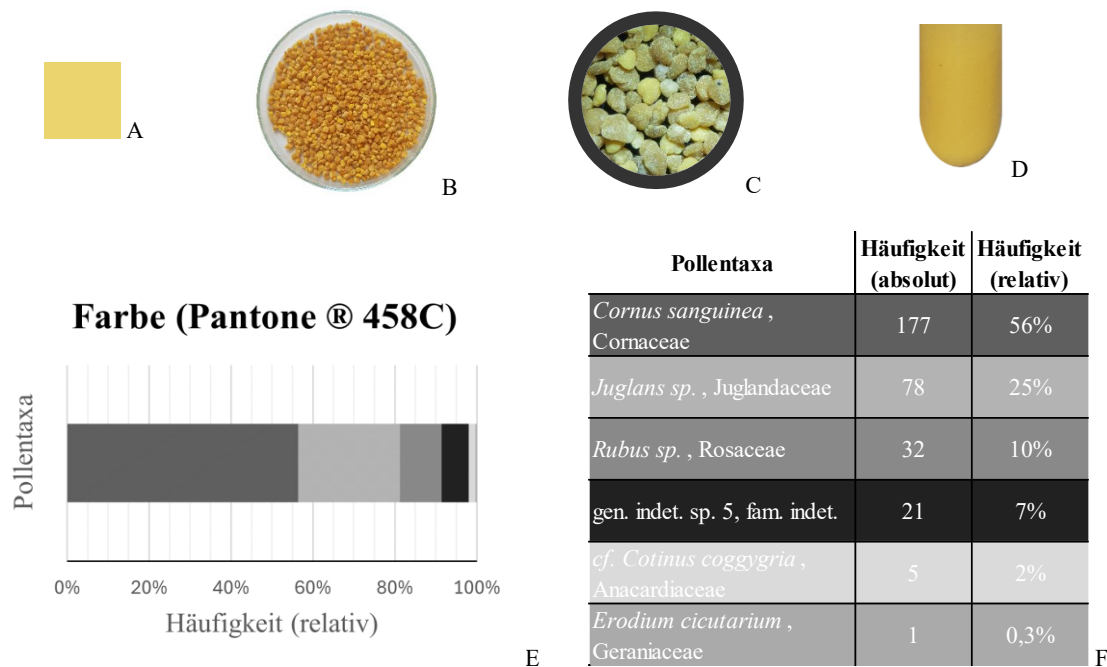


Abbildung 35: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 458C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Der Farbe PANTONE® 458C kommt ein Anteil von 14% ($N = 446$) der Polleneinheiten der gesamten Probe ($N = 3\,155$) zu. *Cornus sanguinea* (Tafel 10: 1-4) bildet bei dieser Probe, mit einem Anteil von 56%, das am häufigsten vertretene Pollentaxon. Weiters sind *Juglans sp.* (Tafel 9: 17-20) (25%) und *Rubus sp.* (Tafel 8: 9-12) (10%) Teil der Pollenzusammensetzung dieser Probe. Weitere drei Taxa sind nur zu geringen Anteilen (0,3-7%) in der Probe aufzufinden.

Die Farbe dieser Probe entspricht der dunkelgelben Farbe der Polleneinheiten aus Pollen von *Cornus sp.*, die jedoch auch orange und braune Farbtöne aufweisen können. Polleneinheiten von *Rubus sp.* weisen, je nach Art, eine Vielzahl an Farbtönen (hellgrau, beige, braun-grün) auf. Die beige Farbe entspricht hierbei den Polleneinheiten aus Pollen von *Rubus sect. Rubus*. Für Polleneinheiten von *Juglans sp.* konnte keine Referenz gefunden werden.

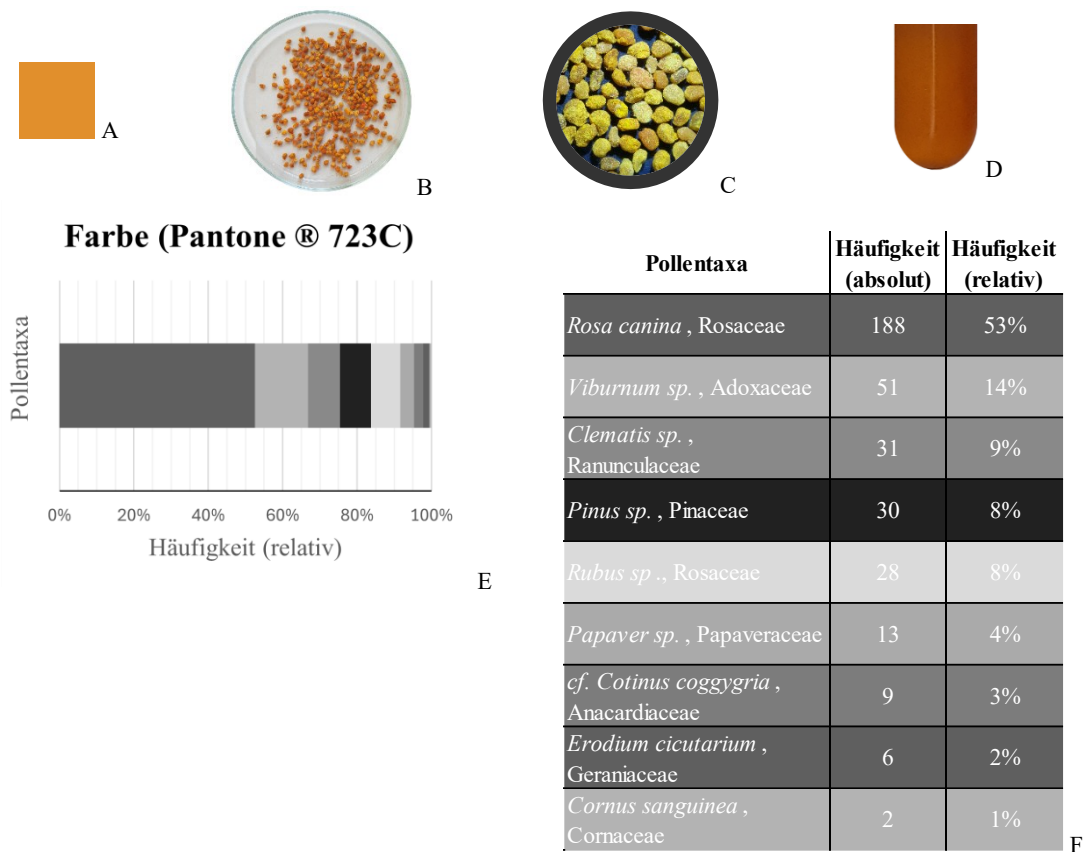


Abbildung 36: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 723C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

11% der Polleneinheiten (N = 341) der gesamten Probe (N = 3 155) können der Farbe PANTONE ® 723C zugeordnet werden. Diese Probe setzt sich aus neun verschiedenen Taxa zusammen, wobei *Rosa canina* (Tafel 8: 5-8) mit 53% dominiert. *Viburnum sp.* (Tafel 9: 13-16) (14%), *Clematis sp.* (Tafel 8: 17-20) (9%), *Pinus sp.* (Tafel 9: 21-24) und *Rubus sp.* (Tafel 8: 9-12) (je 8%) stellen, neben vier weiteren Taxa, die jeweils nur 1-4% ausmachen, weitere Vertreter dar.

Der Farbton dieser Probe deckt sich mit den für Polleneinheiten aus Pollen von *Rosa canina* und *Clematis sp.* typischen Orangetönen. Polleneinheiten aus Pollen von *Viburnum sp.* weisen hingegen eher Beige- bis Brauntöne auf, die nur auf der mikroskopischen Aufnahme erkannt werden können.

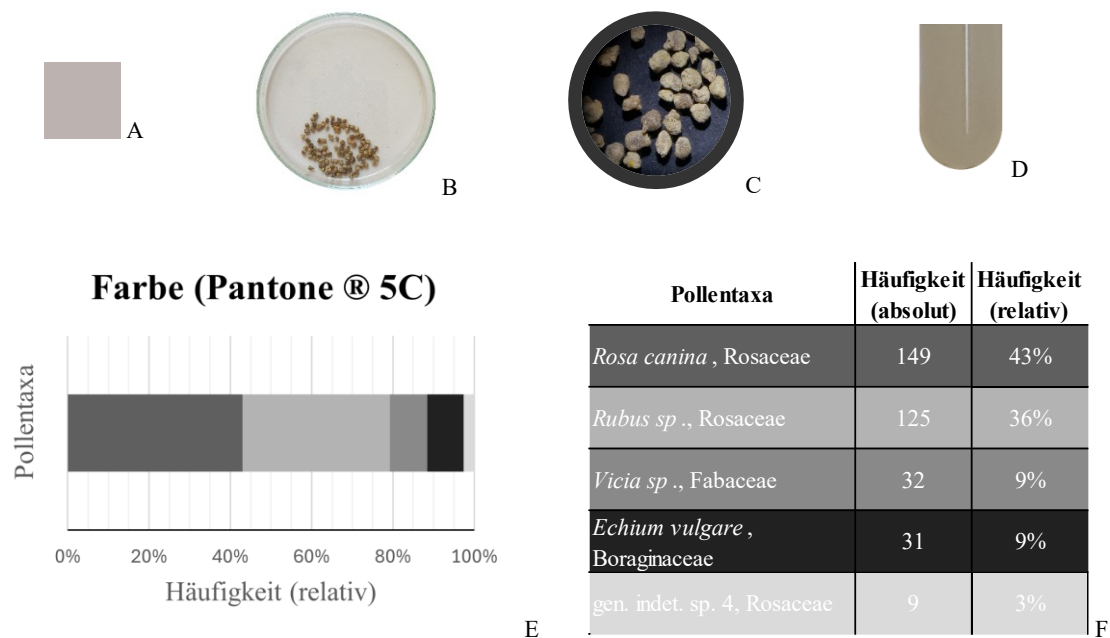


Abbildung 37: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 5C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Rosa canina (Tafel 8: 5-8) (43%) und *Rubus sp.* (Tafel 8: 9-12) (36%) stellen die beiden dominanten Taxa der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 5C dar, die 3% (N = 93) der gesamten Probe (N = 3 155) ausmacht und fünf Taxa umfasst.

Die graue Farbe der Polleneinheiten dieser Probe lässt auf eine Pollenzusammensetzung aus *Rubus idaeus* schließen. Außerdem kann die Farbe der Polleneinheiten aus Pollen von *Vicia sp.* (Tafel 10: 16-19) (rußgrau) und *Echium vulgare* (Tafel 10: 20-23) (blaugrau) erkannt werden.

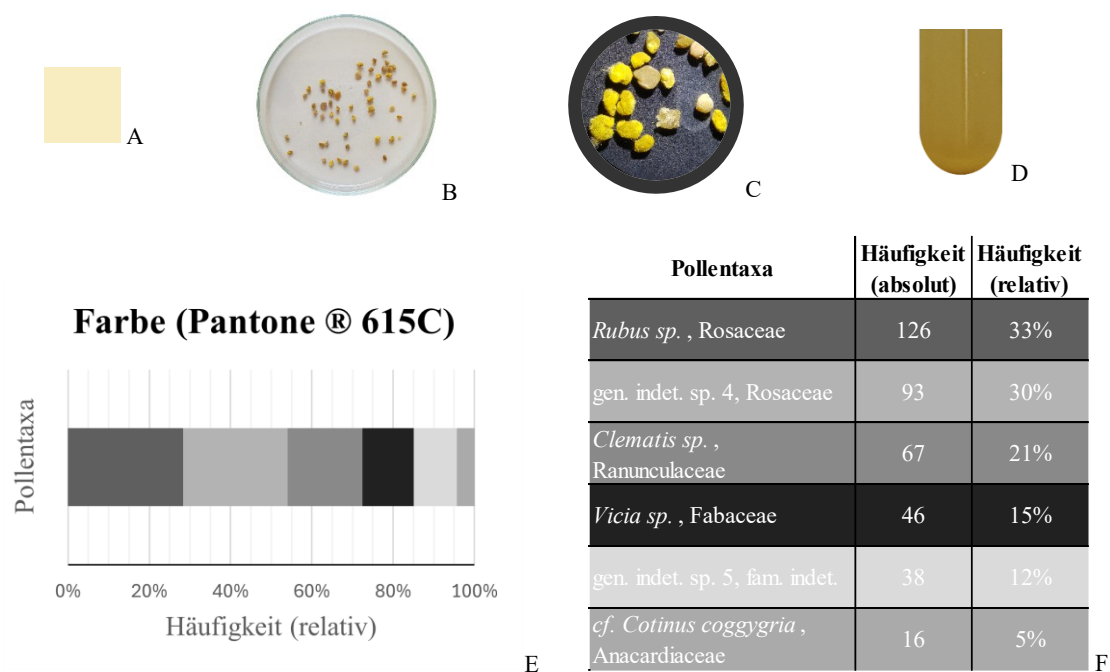


Abbildung 38: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 615C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

2% der Polleneinheiten (N = 51) der gesamten Probe (N = 3 155) können der Farbe PANTONE® 615C zugeordnet werden, die sich aus sechs verschiedenen Taxa zusammensetzt. *Rubus sp.* (Tafel 8: 9-12) (33%) bildet mit einem weiteren Taxon (gen. indet. sp.4) aus der Familie der Rosaceae (Tafel 8: 13-16) (30%), welches nicht konkreter bestimmt werden konnte, über die Hälfte des ausgezählten Pollens der Probe. Weiters kann *Clematis sp.* (Tafel 8: 17-20) mit einem Anteil von 21% und *Vicia sp.* (Tafel 10: 16-19) mit einem Anteil von 15% aufgefunden werden. Ein Anteil von 12% kommt einem nicht bestimmten Taxon (fam. et. gen. indet. sp. 5) (Tafel 9: 5-8) und ein geringer Anteil von 7% cf. *Cotinus coggygia* (Tafel 8: 1-4) zu.

Anhand der beigen Farbe der Polleneinheiten dieser Probe kann darauf geschlossen werden, dass es sich um *Rubus sect. Rubus* handelt. Die Farbe dieser Probe entspricht weiters der Farbe der Polleneinheiten aus Pollen von *Clematis sp.*, die neben Orange- auch Beigetöne aufweisen können.

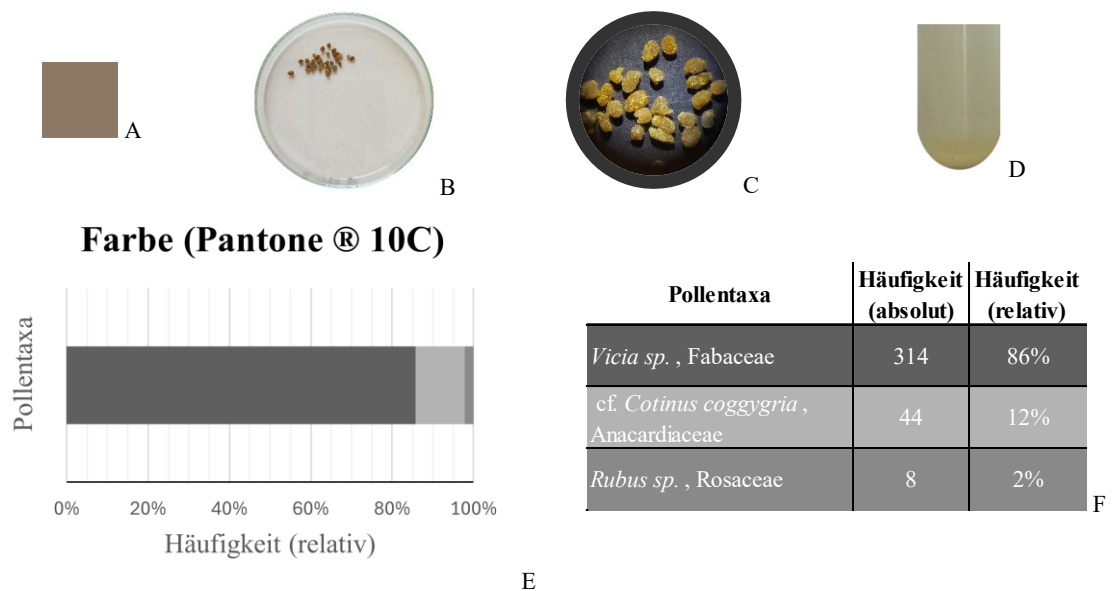


Abbildung 39: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 10C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Mit einem Anteil von 1% der Polleneinheiten (N = 28) der gesamten Probe (N = 3 155) ist die Farbe PANTONE® 10C vertreten, die sich hauptsächlich aus Pollen von *Vicia sp.* (Tafel 10: 16-19) (86%) zusammensetzt. Weiters ist mit einem Anteil von 12% cf. *Cotinus coggygia* (Tafel 8: 1-4) und, mit einem sehr geringen Anteil von 2%, *Rubus sp.* (Tafel 8: 9-12) aufzufinden.

Auch diese Probe entspricht der rußgrauen Farbe der Polleneinheiten von *Vicia sp.*

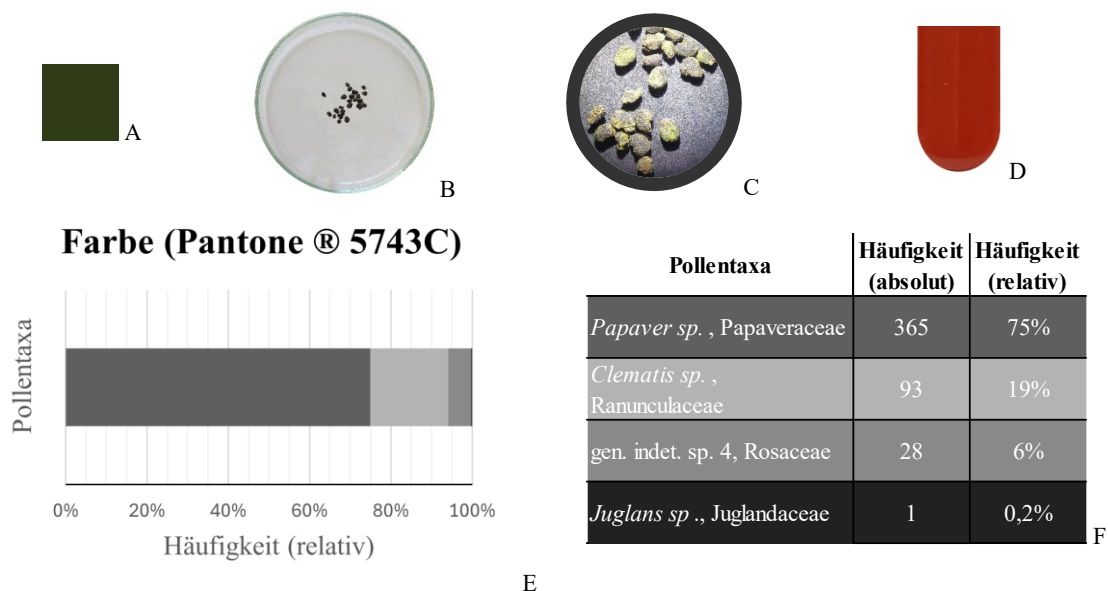


Abbildung 40: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 5743C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Nur 1% der Polleneinheiten (N = 23) der gesamten Probe (N = 3 155) macht die Farbe PANTONE® 5743C aus, deren dominantes Taxon *Papaver sp.* (Tafel 8: 21-24), mit einem Anteil von 75%, darstellt. Weiters kann zu 19% Pollen von *Clematis sp.* (Tafel 8: 17-20) und zu 6% von einer nicht näher identifizierten Art der Familie der Rosaceae (gen. indet. sp. 4) (Tafel 8: 13-16) aufgefunden werden.

Die dunkle, grüne Farbe der Probe deckt sich mit den typischen Farbtönen (blaugrau, dunkelblau, dunkelgrün, schwarz) der Polleneinheiten aus Pollen von *Papaver sp.* Anhand der lichtmikroskopischen Aufnahme der Pollenkörner lassen sich auch beige und gelbe Farbtöne erkennen, die den Farben der Polleneinheiten aus Pollen von *Clematis sp.* entsprechen.

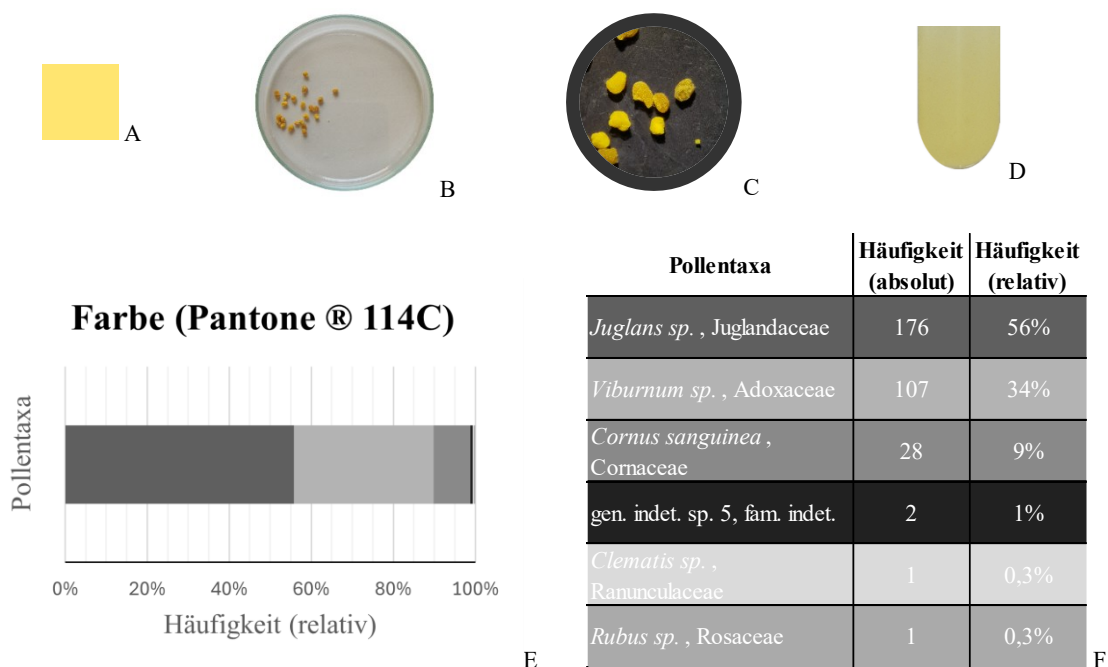


Abbildung 41: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 114C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Der Farbe PANTONE® 114C kann ebenfalls 1% der Polleneinheiten (N = 23) der gesamten Probe (N = 3 155) zugeordnet werden. *Juglans sp.* (Tafel 9: 17-20) (56%) und *Viburnum sp.* (Tafel 9: 13-16) (34%) bilden gemeinsam 90% der Pollentaxa dieser Probe. Für Polleneinheiten aus Pollen von *Juglans sp.* konnte keine Referenz gefunden werden. Die beige bis braunen Farbtöne von Polleneinheiten aus Pollen von *Viburnum sp.* werden anhand der Farbe der vorliegenden Probe nicht widerspiegelt.

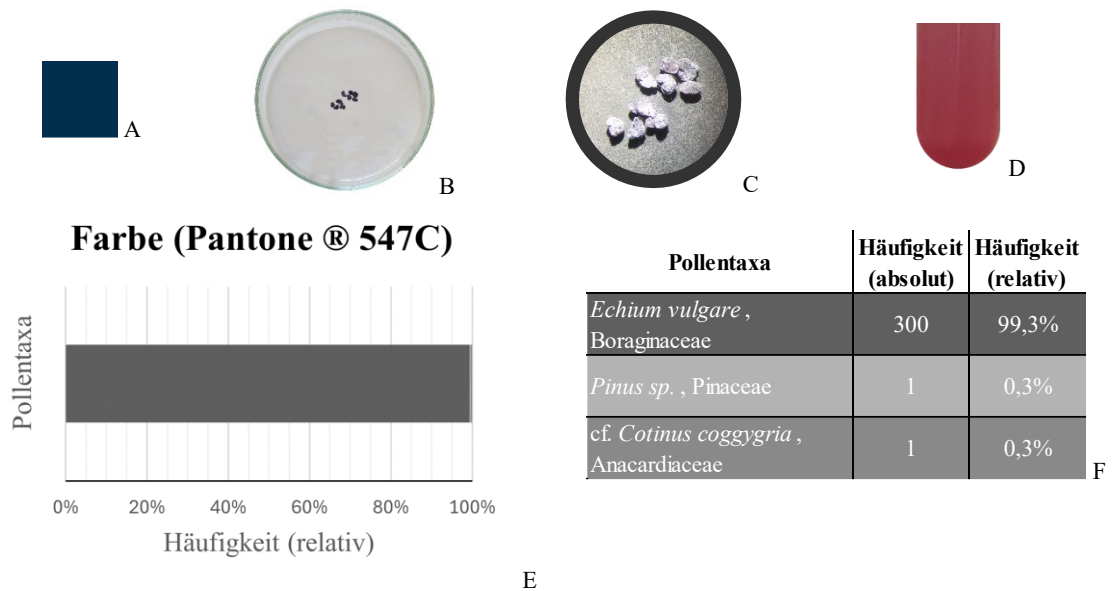


Abbildung 42: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 547C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Ein sehr geringer Anteil von 0,3% der Polleneinheiten (N = 9) der gesamten Probe (N = 3 155) kommt der Farbe PANTONE® 547C zu, die eine nahezu reine Pollenzusammensetzung aus *Echium vulgare* (Tafel 10: 20-23) aufweist.

Auch die Farbe dieser Probe deckt sich mit den blaugrauen bis dunkelblauen Farben der Polleneinheiten aus Pollen dieser Art.

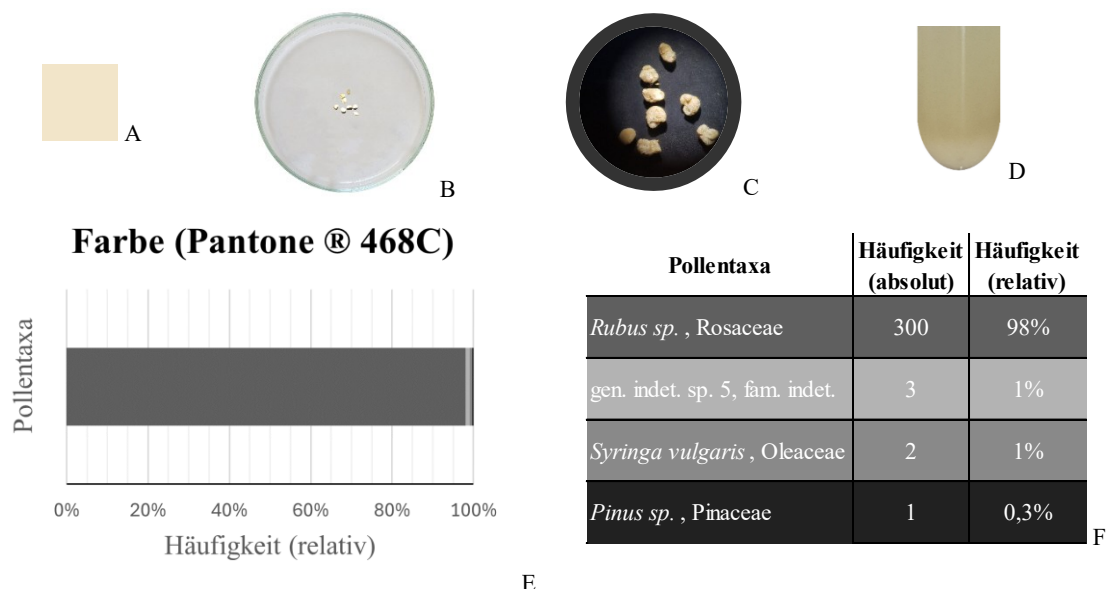


Abbildung 43: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 468C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Mit ebenfalls 0,3% der Polleneinheiten (N = 8) bildet die Farbe PANTONE® 468C den geringsten Anteil an der gesamten Probe (N = 3 155). Die Polleneinheiten dieser Farbe setzen sich zu 98% aus Pollen von *Rubus sp.* (Tafel 8: 9-12) zusammen.

Anhand der Farbe der Polleneinheiten kann darauf geschlossen werden, dass es sich dabei um *Rubus sect. Rubus*, mit typischerweise beigen Polleneinheiten handelt.

3.8 Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (Mai)

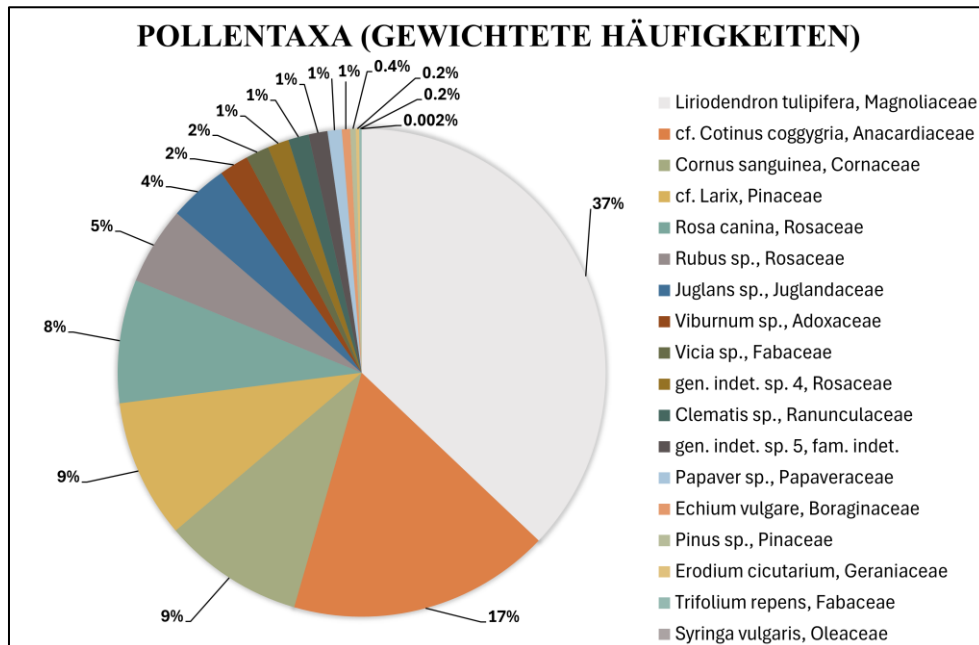


Abbildung 44: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im Mai 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).

Liriodendron tulipifera (Tafel 10: 9-12) bildet mit einem Anteil von 37% der Gesamtprobe das dominante Pollentaxa der aus 18 verschiedenen Taxa zusammengesetzten Probe des Monats Mai 2023 des Standortes Wien Althangrund. Cf. *Cotinus coggygia* (Tafel 8: 1-4) (17%), *Cornus sanguinea* (Tafel 10: 1-4) (9%), cf. *Larix* (Tafel 10: 5-8) (9%) und *Rosa canina* (Tafel 8: 5-8) (8%) machen zusammen mit *Liriodendron tulipifera* über Dreiviertel des Pollens der Gesamtprobe aus. Den übrigen 13 Taxa kommt jeweils nur ein geringer Prozentanteil zu. 1% der Pollentaxa der Gesamtprobe werden von einem Taxon gebildet, welches nicht identifiziert werden konnte.

3.9 Auswertung und Interpretation der Polleneinheiten nach Farben (Juni)

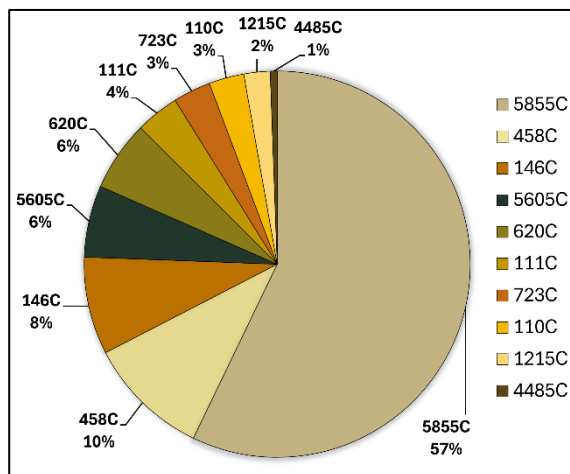
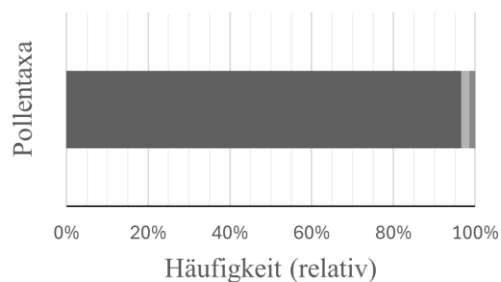


Abbildung 45: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im Juni 2023 entnommenen Probe des Standortes Naturraum Carnuntum (eigene Erhebung).

Insgesamt können in der Probe, die am 04. Juni 2023 am Standort Naturraum Carnuntum entnommen wurde, 2 413 Polleneinheiten ausgezählt und zehn verschiedenen Farben zugeordnet werden. Im weiteren Verlauf wird die Verteilung der verschiedenen Pollentaxa, die in den Polleneinheiten der einzelnen Farben identifiziert werden konnten, beschrieben.



Farbe (Pantone ® 5855C)



Pollentaxa	Häufigkeit (absolut)	Häufigkeit (relativ)
<i>Vicia sp.</i> , Fabaceae	340	97%
<i>Brassica napus</i> , Brassicaceae	7	2%
<i>Papaver rhoeas</i> , Papaveraceae	5	1%

F

E

Abbildung 46: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 5855C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

57% der Polleneinheiten ($N = 1\,379$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) können der Farbe PANTONE ® 5855C zugeordnet werden, die somit die dominante Farbe der Probe darstellt. Die Analyse dieser Polleneinheiten ergibt eine Zusammensetzung aus 97% Pollen von *Vicia sp.* (Tafel 11: 13-16). Weiters kann ein geringer Anteil an Pollen von *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4) und *Papaver rhoeas* (Tafel 12: 1-4) identifiziert werden. Die Farbe dieser Probe weist einen etwas helleren Farbton als den für *Vicia sp.* typischen Grauton auf.

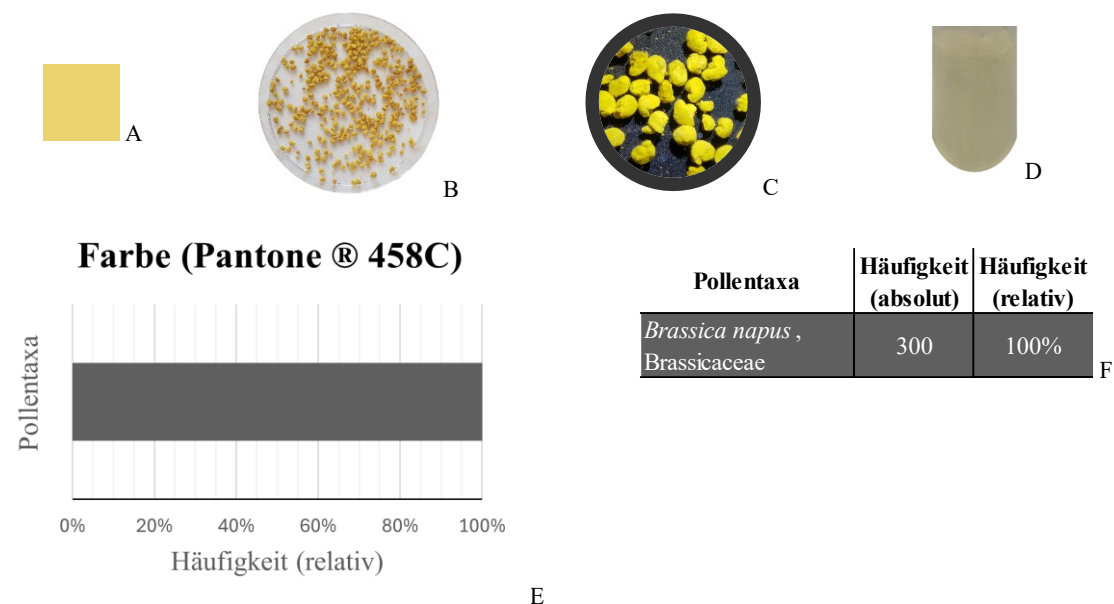


Abbildung 47: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 458C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Der Farbe PANTONE ® 458C kann 10% der Polleneinheiten ($N = 248$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) zugeordnet werden. Die Probe weist eine nahezu reine Zusammensetzung aus Pollen von *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4) mit einer sehr geringen Anzahl an Verunreinigungen auf.

Die zitronengelbe Farbe der Polleneinheiten von Pollen aus *Brassica napus* kann anhand dieser Probe gut erkannt werden. Polleneinheiten aus Pollen von *Brassica napus* können jedoch auch orange bis hellbraune Farbtöne aufweisen.

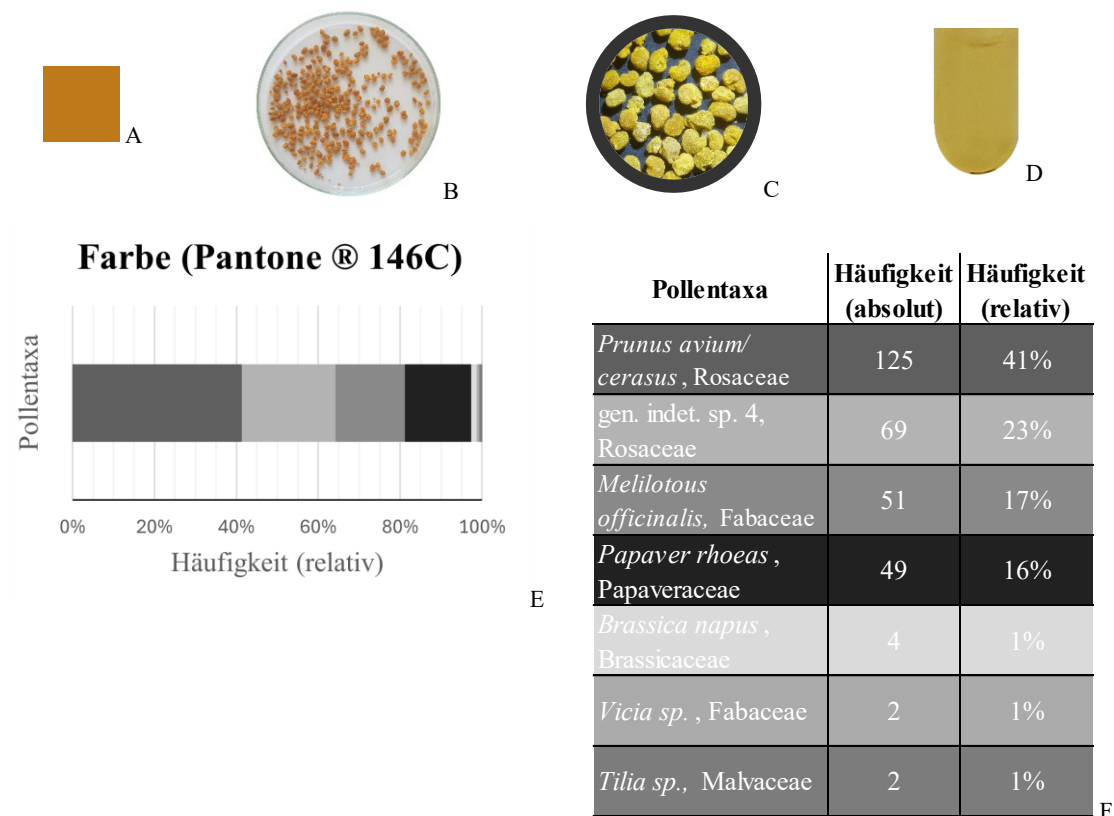


Abbildung 48: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 146C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

8% der Polleneinheiten ($N = 197$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) können weiters der Farbe PANTONE® 146C zugeordnet werden, die ein breiteres Spektrum an Pollentaxa hervorbringt. Die dominierende Art stellt dabei, mit einem Anteil von 41%, *Prunus avium* oder *Prunus cerasus* (Tafel 12: 9-12) dar. Der Rest der Probe setzt sich aus *Melilotus officinalis* (Tafel 11: 17-20) (17%) und *Papaver rhoeas* (Tafel 12: 1-4) (16%) sowie zu sehr geringen Anteilen (jeweils 1%) aus *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4), *Vicia sp.* (Tafel 11: 13-16) und *Tilia sp.* (Tafel 11: 5-8) zusammen. Ein Taxon (gen. indet. sp. 4) (Tafel 12: 13-16) der Probe, welches vermutlich der Familie der Rosaceae zuzuordnen ist und 23% ausmacht, konnte jedoch nicht genauer identifiziert werden.

Aufgrund der großen Ähnlichkeit der beschriebenen Farben der Polleneinheiten von *Prunus avium* (gelb, orange, bräunlich) und *Prunus cerasus* (braungelb) kann auch anhand der Farbe der Polleneinheiten keine Vermutung zur näheren Bestimmung der Arten vorgenommen werden. Die Farbe der Polleneinheiten dieser Probe deckt sich des Weiteren auch mit der Farbe für *Melilotus officinalis*. Die dunklen Farbtöne für Polleneinheiten von Pollen aus *Papaver rhoeas* können hier jedoch nicht erkannt werden.

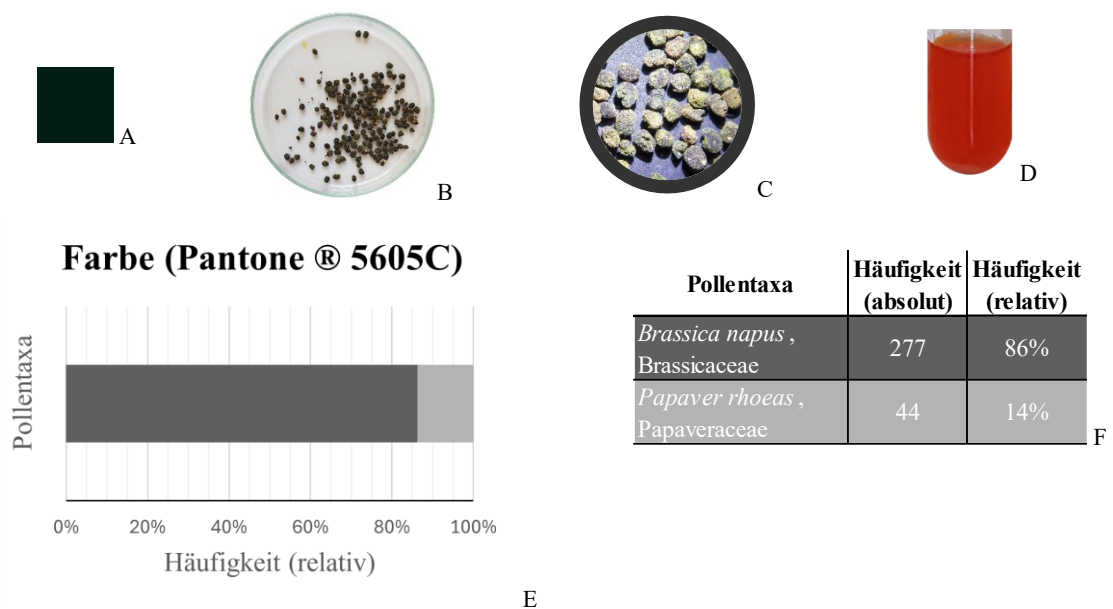


Abbildung 49: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 5605C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Des Weiteren werden der Farbe PANTONE® 5605C 6% der Polleneinheiten ($N = 145$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) zugeordnet. Wobei sich die Farbe dieser Probe nach dem Homogenisieren mit Essigsäure besonders auffällig verändert. Mit 86% überwiegt in dieser Probe der Pollen von *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4). Weiters kann zu 14% Pollen von *Papaver rhoeas* (Tafel 12: 1-4) aufgefunden werden.

Anhand dieser Probe kann die dunkelblaue, dunkelgrüne bzw. schwarze Farbe der Polleneinheiten aus Pollen von *Papaver rhoeas* veranschaulicht werden. Die lichtmikroskopische Aufnahme lässt auch die gelben, orangen oder hellbraunen Farbtöne der Polleneinheiten aus Pollen von *Brassica napus* erkennen.

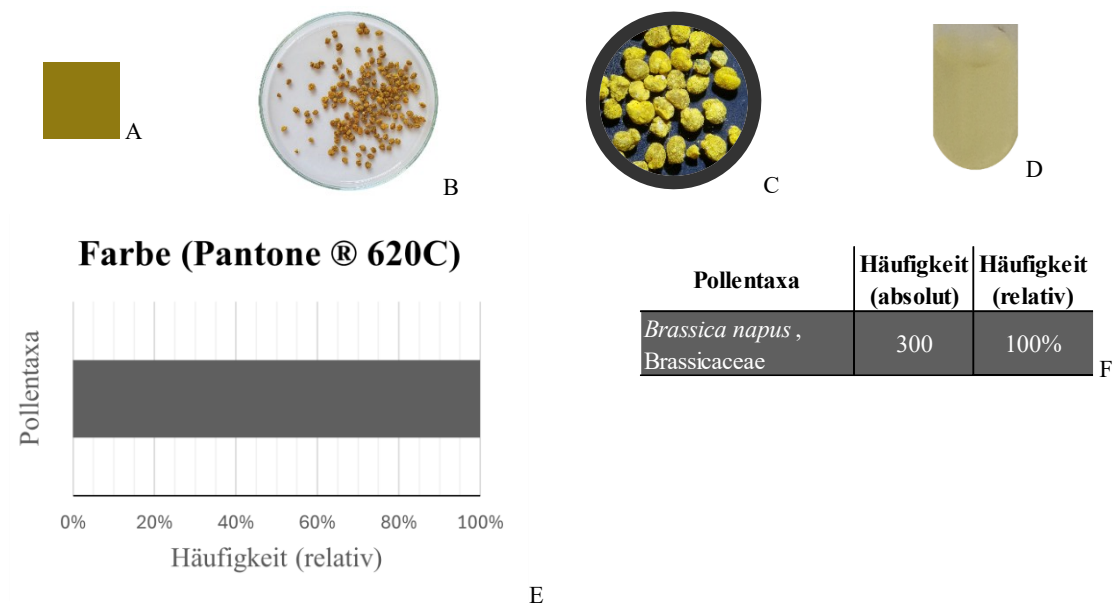


Abbildung 50: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 620C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Auch die Polleneinheiten der Farbe PANTONE ® 620C, die ebenfalls 6% der Polleneinheiten ($N = 142$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) ausmachen, weisen wie auch die Polleneinheiten der Farbe PANTONE ® 458C eine nahezu reine Zusammensetzung aus Pollen von *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4) auf.

Die Farbe dieser Probe deckt sich mit den hellbraunen Farbtönen der Polleneinheiten aus Pollen von *Brassica napus*, die jedoch auch gelb bis orange ausgeprägt sein können.

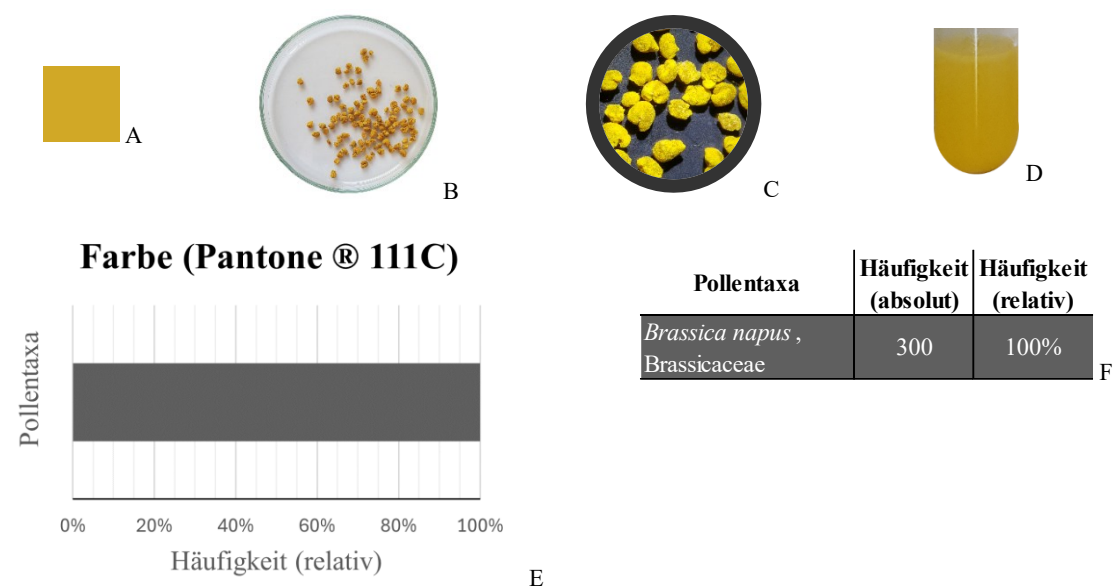


Abbildung 51: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 111C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Auch die Polleneinheiten der Farbe PANTONE ® 111C, die 4% ($N = 88$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) ausmachen, weisen diese nahezu reine Zusammensetzung aus Pollen von *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4) auf.

Anhand dieser Probe können die gelben bis orangen Farbtöne der Polleneinheiten aus Pollen von *Brassica napus* erkannt werden.

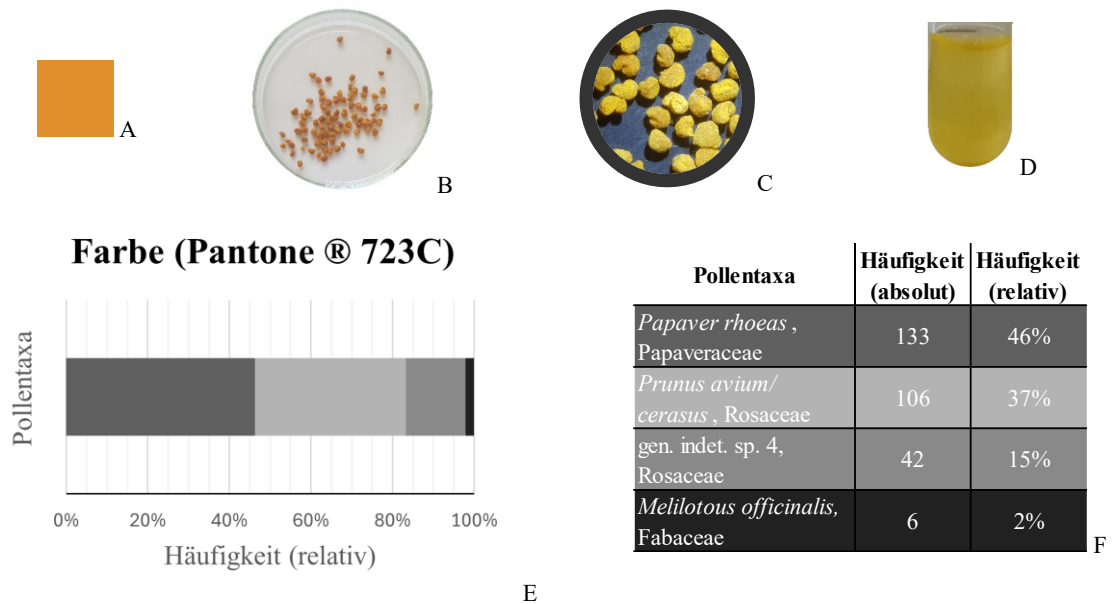


Abbildung 52: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 723C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Lediglich 3% der Polleneinheiten ($N = 76$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) können der Farbe PANTONE ® 723C zugeordnet werden, deren Analyse eine Zusammensetzung aus 46% Pollen von *Papaver rhoeas* (Tafel 12: 1-4), 37% Pollen von *Prunus avium* oder *Prunus cerasus* (Tafel 12: 9-12) und 2% Pollen von *Melilotus officinalis* (Tafel 11: 17-20) ergibt. Auch hier wird das Taxon aus der Familie der Rosaceae (gen. indet. sp. 4, Rosaceae) (Tafel 12: 13-16), welches nicht konkret identifiziert werden konnte, aufgefunden und macht 15% der Zusammensetzung aus.

Die Farbe dieser Probe entspricht den gelben, orangen, bräunlich bzw. braungelben Polleneinheiten aus Pollen von *Prunus avium* und *Prunus cerasus*. Jedoch sind die Farben der Polleneinheiten aus Pollen von *Papaver rhoeas* hier nicht ersichtlich.

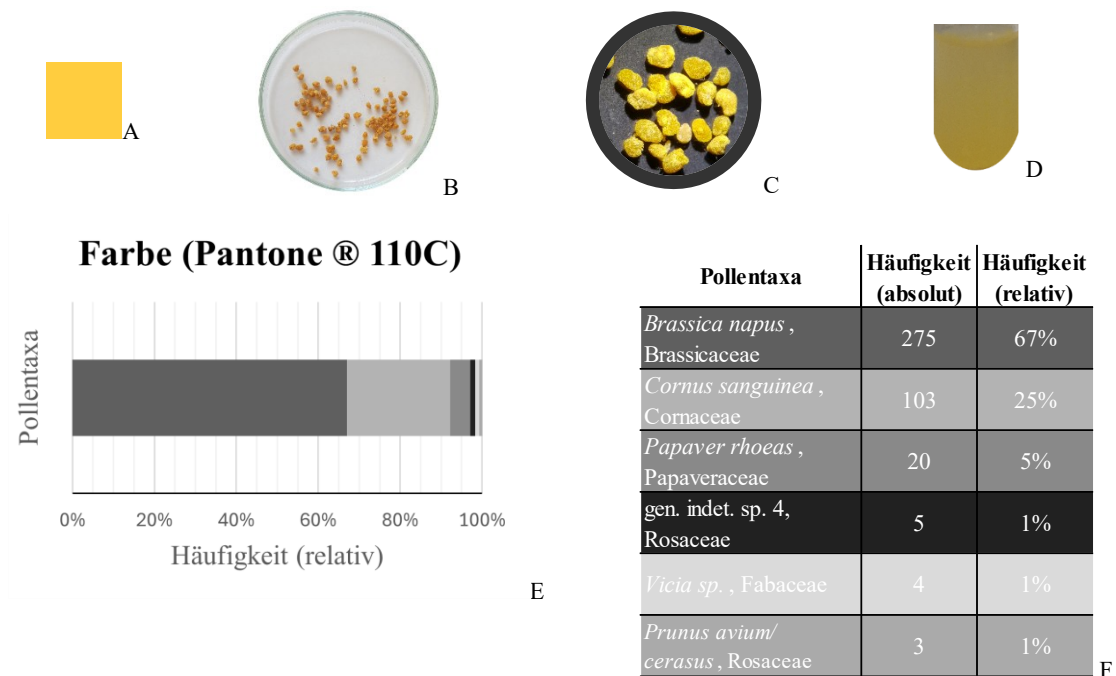


Abbildung 53: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 110C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Ebenfalls 3% der Polleneinheiten ($N = 71$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) können der Farbe PANTONE® 110C zugeordnet werden. Die Probe setzt sich aus 67% Pollen von *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4), 25% *Cornus sanguinea* (Tafel 11: 9-12) und 5% *Papaver rhoeas* (Tafel 12: 1-4) zusammen. Außerdem sind jeweils 1% des Pollens dem nicht konkret identifizierten Taxon aus der Familie der Rosaceae (gen. indet. sp. 4) (Tafel 12: 13-16), *Vicia sp.* (Tafel 11: 13-16) und *Prunus avium* oder *Prunus cerasus* (Tafel 12: 9-12) zuzuordnen.

Hier können ebenfalls die zitronengelben bis orangen Farben der Polleneinheiten aus Pollen von *Brassica napus*, aber auch die dunkelgelben bis orangen Farben der Polleneinheiten aus Pollen von *Cornus sanguinea* erkannt werden.

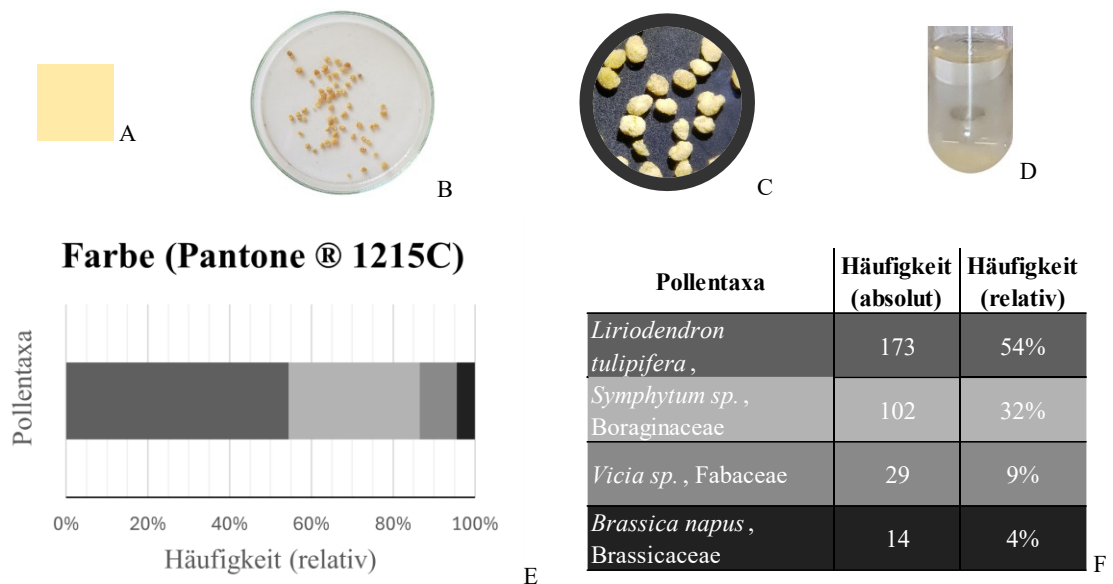


Abbildung 54: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 1215C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Ein geringer Anteil von 2% der Polleneinheiten ($N = 53$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) kann der Farbe PANTONE ® 1215C zugeordnet werden. Die Analyse dieser Polleneinheiten ergibt eine Zusammensetzung aus 54% Pollen von cf. *Liriodendron tulipifera* (Tafel 12: 5-8), 32% *Symphytum sp.* (Tafel 12: 17-18), 9% *Vicia sp.* (Tafel 11: 13-16) und 4% *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4).

Die hellen Gelb-, Grau und Weißtöne der Polleneinheiten aus Pollen von *Symphytum sp.* können anhand dieser Probe erkannt werden.

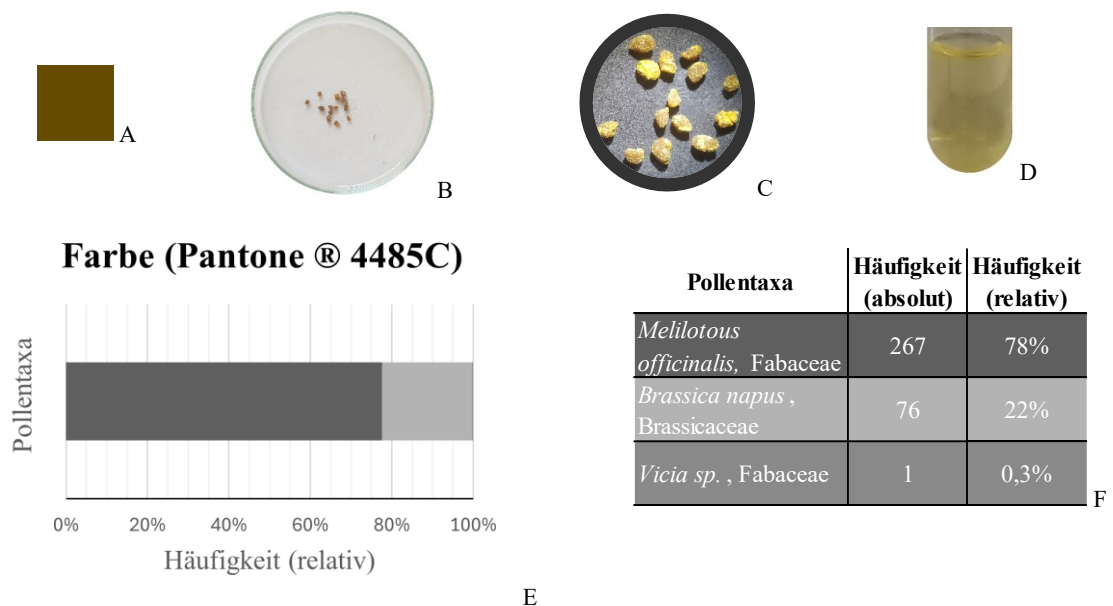


Abbildung 55: Auswertung der Polleneinheiten der Farbe PANTONE® 4485C (eigene Aufnahmen/Erhebung).

Den geringsten Anteil stellt die Farbe PANTONE ® 4485C mit 1% der Polleneinheiten ($N = 14$) der gesamten Probe ($N = 2\,413$) dar, die sich aus 78% Pollen von *Melilotus officinalis* (Tafel 11: 17-20) und 22% von *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4)

zusammensetzen. Außerdem kann ein sehr geringer Anteil (0,3%) an Pollen von *Vicia sp.* (Tafel 11: 13-16) festgestellt werden.

Diese Probe entspricht den als orange bis braun oder wachsgelb beschriebenen Farbtönen der Polleneinheiten aus Pollen von *Melilotus officinalis*. Die lichtmikroskopischen Aufnahmen zeigen weiters auch Anzeichen der Farben der Polleneinheiten aus Pollen von *Brassica napus*.

3.10 Auswertung der Häufigkeiten der unterschiedlichen Pollentaxa in der Gesamtprobe (Juni)

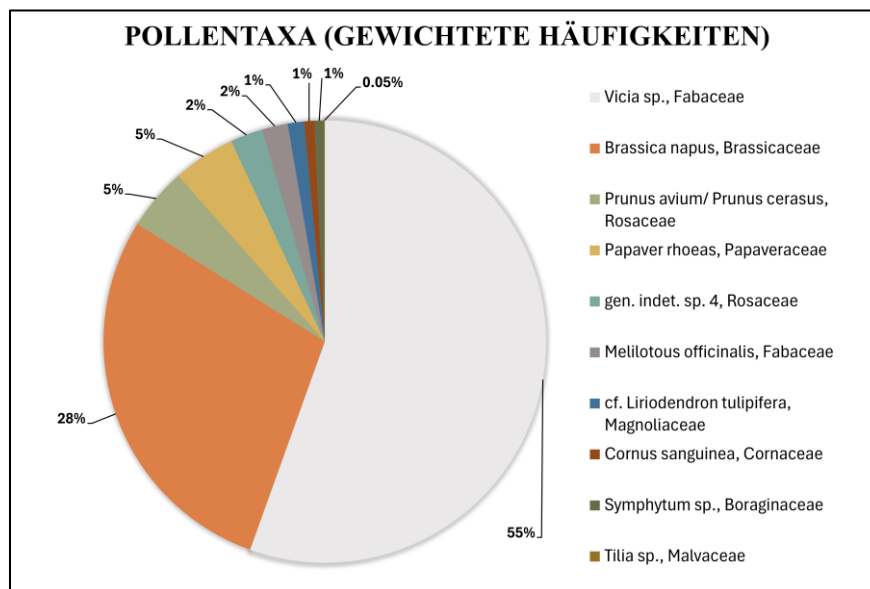


Abbildung 56: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im Juni 2023 entnommenen Probe des Standortes Naturraum Carnuntum (eigene Erhebung).

Die insgesamt 3 234 ausgezählten Pollenkörner der Gesamtprobe von Juni 2023 des Standortes Naturraum Carnuntum können zehn verschiedenen Pollentaxa zugeordnet werden. Somit ergibt sich für die Gesamtprobe folgendes Pollenverhältnis: *Vicia sp.* (Tafel 11: 13-16) ist mit 55% der Gesamtprobe, neben *Brassica napus* (Tafel 11: 1-4) mit 28%, am häufigsten vertreten, während die acht weiteren Taxa jeweils nur einen geringen Prozentsatz zwischen 0,05% und 5% ausmachen. Ein Taxon der Probe, mit einem Anteil an der Gesamtprobe von 2%, konnte nicht identifiziert werden.

3.11 Auswertung und Interpretation der jahreszeitlichen Veränderung der Probenzusammensetzung

3.11.1 Anzahl der Polleneinheiten im Vergleich

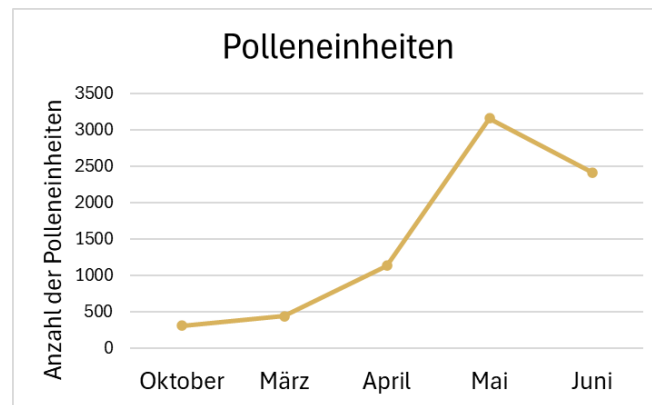


Abbildung 57: Anzahl der Polleneinheiten der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).

Für die Probe des Monats Oktober 2022, die aus Polleneinheiten von sechs verschiedenen Völkern besteht, wurde der Mittelwert der Anzahl der Polleneinheiten ($\bar{x} = 307 \pm 210.99$) der Proben berechnet. Die einzelnen Proben der Völker unterscheiden sich diesbezüglich jedoch erheblich, mit einem Maximum von 591 und einem Minimum von 70 Polleneinheiten. Die drei Proben des Standortes Wien Althangrund weisen einen deutlichen Anstieg der Anzahl der Polleneinheiten von März 2023 mit 439, über April 2023 mit 1 130 bis hin zu Mai 2023 mit 3 155 Polleneinheiten auf. Im Juni 2023 zeigt sich mit 2 413 Polleneinheiten ein Rückgang der Anzahl, wobei diese Probe vom Standort Naturraum Carnuntum entnommen wurde und somit nicht unbedingt mit den Proben des Standortes Wien Althangrund vergleichbar ist. Verglichen mit der Probe von Oktober 2022 des gleichen Standortes lässt sich jedoch ein erheblicher Anstieg der Anzahl der Polleneinheiten erkennen.

3.11.2 Anzahl der Farben der Polleneinheiten im Vergleich

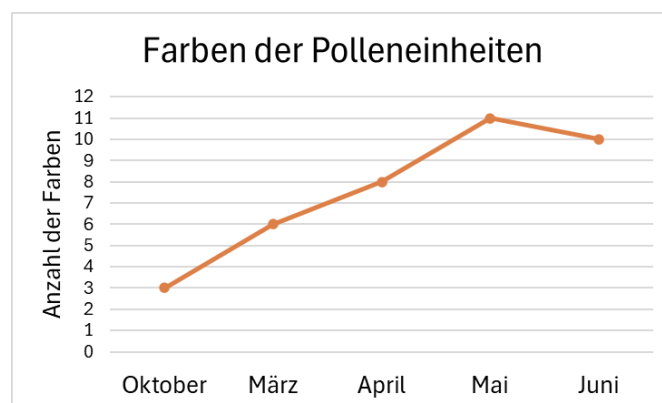


Abbildung 58: Anzahl der unterschiedlichen Farben der Polleneinheiten der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).

In der Probe, die im Oktober 2022 im Naturraum Carnuntum entnommen wurde, kann mit drei Farben das geringste Farbspektrum nachgewiesen werden. Im Frühling ist ein Anstieg der Anzahl der Farben der Polleneinheiten, anhand der Proben März 2023 ($N = 6$) und April 2023 ($N = 8$) vom Standort Wien Althangrund, zu erkennen. Den Höhepunkt der Farbenvielfalt stellt der Monat Mai 2023 ($N = 11$) dar, dessen Probe ebenfalls am Standort Wien Althangrund entnommen wurde. Im Juni 2023 ist ein geringer Rückgang der Anzahl der Farben ($N = 10$) zu erkennen, wobei diese Probe nur wenige Tage später vom Standort Naturraum Carnuntum entnommen wurde, der sich bezüglich der Vegetation vom Standort Wien Althangrund unterscheidet und somit andere Ausgangsbedingungen bietet. Dennoch kann eine ähnliche Anzahl an Farben der Polleneinheiten der beiden Proben Mai und Juni festgestellt werden.

3.11.3 Pollendiversität im Vergleich

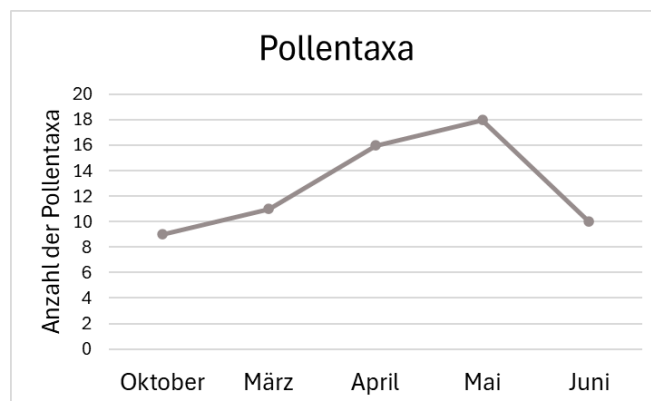


Abbildung 59: Anzahl der unterschiedlichen Pollentaxa der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).

Auch bezüglich der Pollendiversität der Proben kann in der Probe von Oktober 2022 des Naturraumes Carnuntum die geringste Anzahl ($N = 9$) identifiziert werden. Ein besonders hoher Anstieg ist am Standort Wien Althangrund von März 2023 ($N = 11$) auf April 2023 ($N = 16$) zu beobachten. Mit 18 verschiedenen Pollentaxa bildet der Mai 2023 am Standort Wien Althangrund den Höhepunkt der gesamten Stichprobe. Wohingegen am Standort des Naturraumes Carnuntum, im Juni 2023, nur 10 verschiedene Pollentaxa identifiziert werden konnten. Somit unterscheidet sich die Anzahl der unterschiedlichen Pollentaxa der Proben von Oktober 2022 und Juni 2023 des Naturraumes Carnuntum nur geringfügig.

3.11.4 Gesamtvergleich der Proben

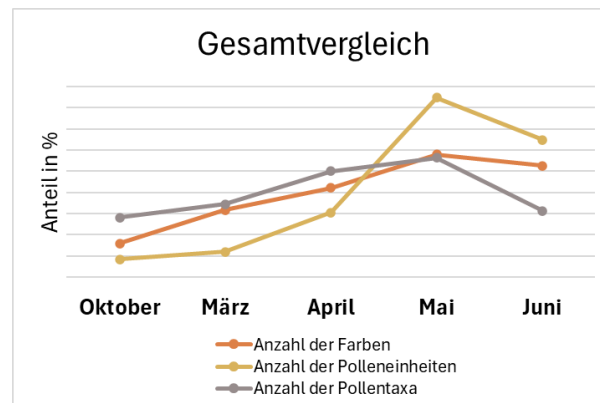


Abbildung 60: Übersicht der Veränderung der Anzahl der Farben, Polleneinheiten und Pollentaxa der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).

Die Anzahl der Polleneinheiten beläuft sich zwischen 307 und 3 155 und lässt somit deutliche Unterschiede erkennen. Auch anhand der Anzahl der Farben, mit $3-11$ ($\bar{x} = 8 \pm 2.87$) und der identifizierten Pollentaxa, mit $9-18$ ($\bar{x} = 13 \pm 3.54$), sind deutliche Veränderungen je nach Monat der Probenentnahme erkennbar. Es ist ersichtlich, dass die Anzahl der Farben, Polleneinheiten und Pollentaxa in einem Zusammenhang stehen. Je mehr Polleneinheiten eine Probe aufweist, desto mehr Farben und Taxa können identifiziert werden. Auffällig ist, dass in der Probe des Monats Mai 2023, trotz des starken Anstiegs der Anzahl der Polleneinheiten, die Anzahl der Farben und Taxa nur geringfügig gestiegen sind.

4 Beschreibung der dominanten Pollentaxa der Proben (Oktober bis Juni)

Im folgenden Kapitel werden die am häufigsten vorkommenden Pollentaxa, bis zu einer relativen Häufigkeit in den Gesamtproben der einzelnen Monate von 10%, anhand der Literatur *Leitfaden der Pollenbestimmung* (Beug, 2004), *Illustrated Pollen Terminology* (Halbritter et al., 2018) und der palynologischen Datenbank *PalDat* (2000 onwards) beschrieben. Die Nomenklatur aller Taxa wurde mit der *Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol* (Fischer et al., 2008) abgeglichen. Zur besseren Übersicht wurden alle Taxa alphabetisch nach Familien gegliedert. Die Tafeln zu den licht- und rasterelektronmikroskopischen Aufnahmen der Pollenkörner befinden sich im Anhang.

4.1 Anacardiaceae: *Cotinus coggygria* (Mai)

Aus der Familie der Anacardiaceae (Kaschugewächse) ist *Cotinus coggygria* (Europa-Perückenstrauch) vertreten. Der Pollen ist tricolporat (Tafel 8: 1, 4) und weist eine Länge

der Polachse und einen äquatorialen Durchmesser von $24\mu\text{m}$ auf (Tafel 8: 3). Somit wird der Pollen als sphäroidal eingestuft (PFormI = 1,0). In polarer Ansicht kann eine zirkuläre Kontur erkannt werden (Tafel 8: 4). Anhand der Detailaufnahme (Tafel 8: 2) können die eingekrümmten Intercolpienränder mit deutlicher, parallel verlaufender striaten Skulpturierung erkannt werden. Das restliche Pollenkorn weist eine striat-mikroreticulate Skulpturierung mit unregelmäßig langen Valla auf (Tafel 8: 1).

4.2 Araliaceae: Hedera helix (Oktober)

Hedera helix (Gewöhnlich-Efeu) gehört zur Familie der Araliaceae (Araliengewächse). Der colporate Pollen von *Hedera helix*, der als Monade vorliegt, weist mit einer Länge der Polachse von $38,3\mu\text{m}$ und einem äquatorialen Durchmesser von $26\mu\text{m}$ (PFormI = 1,5) eine prolate Form auf (Tafel 1: 11). In polarer Ansicht können die leicht konkaven Intercolpien erkannt werden (Tafel 1: 12). Das abgeplattete Polarfeld weist ein heterobrochates Reticulum auf, wobei große, unregelmäßig geformte Brochi oft von kleinen umgeben sind (Tafel 1: 9, 10). Die Aperturen sind von einer psilaten Margo umgeben (Tafel 1: 9).

4.3 Asteraceae: Taraxacum sp. / Cichorium sp. (April)

Taraxacum sp. (Löwenzahn) und *Cichorium sp.* (Wegwarte) zählen zu den fenestraten Pollenformen der Familie der Asteraceae (Korbblütler) und können nur sehr schwer voneinander unterschieden werden. Die Exine, die einreihig mit Echini bestachelte Rippen bildet, und das perforierte Tectum sind auf den rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen (Tafel 7: 1, 2) erkennbar. Diese Rippen grenzen die Lacunae voneinander ab. Da die Echini nur auf den Rippen sitzend vorkommen, wird der Pollen als echinolophat bezeichnet. Die tricolporaten Pollenkörner weisen ihre Aperturen inmitten der Lacunae auf (Tafel 7: 1, 2).

Das abgebildete Pollenkorn (Tafel 7: 1-4) könnte aufgrund der Größe von $\sim 29\mu\text{m}$, die Echini miteinbezogen, wie dies bei Größenangaben von Asteraceae üblich ist, eher *Taraxacum sp.* entsprechen.

4.4 Brassicaceae: Sinapis alba, Raphanus sativus (Oktober) und Brassica napus (Juni)

Pollen von *Sinapis alba* (Weiß-Senf), *Raphanus sativus* (Garten-Rettich) und *Brassica napus* (Raps) weisen sehr ähnliche Merkmale auf. So liegt der Pollen aller Arten als

Monade vor. Mit einer Länge der Polachse von $25,5\mu\text{m}$ und einem äquatorialen Durchmesser von $26,2\mu\text{m}$ (PFormI $\sim 1,0$) wird das abgebildete Pollenkorn von *Sinapis alba* als sphäroidal eingestuft (Tafel 1: 1). Dies trifft auch auf *Raphanus sativus* mit einer Länge der Polachse von $20\mu\text{m}$, als auch einem äquatorialen Durchmesser von $21\mu\text{m}$ (PFormI = 0,95) (Tafel 1: 5) und *Brassica napus* mit einer Länge der Polachse, als auch einem äquatorialen Durchmesser von $20\mu\text{m}$ (PFormI = 1,0) zu (Tafel 11: 3). Der Pollen dieser Arten ist isopolar und weist drei Aperturen auf, die als Colpi vorliegen (Tafel 1: 4, 8; Tafel 11: 4). Es ist zu erkennen, dass die Exine des Pollens zum Polarfeld hin dünner wird (Tafel 1: 3, 7; Tafel 11: 3). In polarer Ansicht weisen die Pollenkörner eine zirkuläre Kontur auf (Tafel 1: 4, 8; Tafel 11: 4). Anhand der Detailaufnahmen (Tafel 1: 2, 6; Tafel 11: 2) kann die reticulate Skulpturierung mit unregelmäßig geformten Brochi und langen Columellae erkannt werden.

4.5 Fabaceae: Vicia sp. (Juni)

Mit einer Länge der Polachse von $34\mu\text{m}$ und einem äquatorialen Durchmesser von $21,4\mu\text{m}$ (PFormI = 1,6) wird der abgebildete Pollen von *Vicia sp.* (Wicke) aus der Familie der Fabaceae (Schmetterlingsblütler), als prolat eingestuft (Tafel 11: 13). In polarer Ansicht weist der Pollen eine zirkuläre Kontur auf (Tafel 11: 16). Die Polarfelder und die Margo sind, im Gegensatz zur restlichen verrucaten Oberfläche, eher psilat (Tafel 11: 13-14).

4.6 Magnoliaceae: Liriodendron tulipifera (Mai)

Liriodendron tulipifera (Tulpenbaum) gehört zur Familie der Magnoliaceae (Magnoliengewächse) und weist verrucaten Pollen auf (Tafel 10: 9; Tafel 12: 5). Die Größe des späröidalen Pollen kann zwischen $62,5\text{--}85,3\mu\text{m}$ liegen. Die Aufnahmen der Proben des Monats Mai 2023 zeigen leider kein intaktes Pollenkorn. An den Detailbildern (Tafel 10: 10; Tafel 12: 6) ist jedoch erkenntlich, dass der Pollen Perforationen aufweist. Der Sulcus der Pollenkörner ist auf den lichtmikroskopischen Bildern (Tafel 12: 7, 8) erkennbar.

4.7 Rosaceae: Prunus domestica (März, April), Prunus padus (April) und Prunus spinosa (März)

Der Pollen von *Prunus domestica* (Pflaume), *Prunus padus* (Echt-Traubenkirsche) und *Prunus spinosa*, der zur Familie der Rosaceae (Rosengewächse) zugeordnet wird, weist

überwiegend gleiche Merkmale auf. Die Unterscheidung der Arten wurde unter anderem von der Größe der Pollenkörner abhängig gemacht, die bei *Prunus domestica* (Tafel 3: 13-16; Tafel 5: 5-8) zwischen 32,5-45,8 µm, bei *Prunus padus* (Tafel 5: 9-12) zwischen 24,5-30,5 µm und bei *Prunus spinosa* (Tafel 3: 11; Tafel 5: 1-4) zwischen 32,3-43,8 µm beträgt. Alle Arten weisen eine striate Skulpturierung auf. Bei den rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen von *Prunus domestica* sind längere, parallel verlaufende Valla zu erkennen (Tafel 5: 5, 6; Tafel 3: 13, 14). Wohingegen bei *Prunus padus* eher kürzere, enger stehende, parallelverlaufende Valla erkannt werden können (Tafel 5: 9, 10). Die Valla von *Prunus spinosa* sind etwas dicker und undeutlicher voneinander abgetrennt (Tafel 3: 10; Tafel 5: 2). Alle Arten weisen außerdem isopolaren, tricolpaten Pollen auf (Tafel 3: 12, 16; Tafel 5: 4, 8, 12), der meist prolat geformt ist (Tafel 3: 11, 15; Tafel 5: 3, 7, 11).

4.8 Rutaceae: *Ptelea trifoliata* (März)

Ptelea trifoliata (Kleeulme) gehört zur Familie der Rutaceae (Rautengewächse). Wie anhand der abgebildeten Pollenkörner erkannt werden kann, weist Pollen von *Ptelea trifoliata* eine striato-reticulate Skulpturierung auf (Tafel 4: 4, 5). Mit einer Länge der Polachse von 36µm und einem äquatorialen Durchmesser von 32µm (PFormI=1,13) wird der Pollen als prolat eingestuft (Tafel 4: 4, 6). In polarer Ansicht weist der tricolporate Pollen eine zirkuläre Kontur auf.

4.9 Saliceae: *Salix* sp. (April)

Salix sp. (Netz-Weide) gehört zur Familie der Saliceae (Weidengewächse). Der Pollen dieser Art liegt als Monade vor, weist eine perprolate, an den Polen spitz zulaufende Form auf und hat eine Länge der Polachse von 23µm und einen äquatorialen Durchmesser von 15µm (PFormI=1,52) (Tafel 6: 17,19). Die Detailaufnahme zeigt das heterobrochate Reticulum mit Brochi in unterschiedlichen Größen. Die Columellae, sowie die Margo sind nicht deutlich zu erkennen, jedoch die körnig skulpturierte Colpus-Membran (Tafel 6: 18). In der polaren Ansicht sind die drei Aperturen des tricolpaten Pollens zu erkennen (Tafel 6: 20).

4.10 Sapindaceae: *Acer campestre* (März)

Der Pollen (Tafel 3: 5, 8) von *Acer campestre* (Feld-Ahorn), der zur Familie der Sapindaceae (Seifenbaumgewächse) zählt, weist eine sphäroidale Form auf. Die Länge der Polachse beträgt dabei 7,5µm und der äquatoriale Durchmesser 8µm (PFormI ~1) (Tafel 3: 7). In der polaren Ansicht ist zu erkennen, dass es sich um ein tricolpates Pollenkorn handelt (Tafel 3: 8). Der striate Pollen weist lange und eng stehende Valla auf, die an den Intercolpium-Rändern etwas glatter ausgeprägt sind (Tafel 3: 5, 6).

5 Diskussion der Ergebnisse

Der Vergleich der Farben, mit den in der einschlägigen Literatur beschriebenen Farben für Polleneinheiten aus Pollen von bestimmten Taxa, ergab sehr oft Übereinstimmungen. So kann die Farbe der Polleneinheiten zwar einen Anhaltspunkt bzw. eine Hilfestellung bei der Bestimmung der Pollentaxa einer Probe darstellen, jedoch keine mikroskopische Analyse ersetzen. Viele Taxa weisen sehr ähnliche Farben auf und einige zeigen ein sehr breites Spektrum an möglichen Farben. Außerdem ist die Farbe der Polleneinheiten vom Lichtverhältnis abhängig und erscheint als Pollenladung der Biene im direkten Sonnenlicht oft anders als unter künstlichem Licht oder indirektem Sonnenlicht (vgl. Kirk, 2006). Eine weitere Schwierigkeit der Bestimmung des Pollens anhand der Farbe der Polleneinheiten ist, dass die Farbe je nach Feuchtigkeitsgehalt und den Fähigkeiten zur Farbdifferenzierung des Betrachters unterschiedlich wahrgenommen wird (vgl. Dany, 1983). Weiters können sich Farben von multifloralen Polleneinheiten von den in der Literatur beschriebenen typischen Farben der Polleneinheiten dieser Taxa unterscheiden. Besonders gemischte Polleneinheiten, mit ihrer einheitlich vermischten Farbe von unterschiedlichen Taxa, können oft nicht anhand ihrer Farbe bestimmt werden. Zusammengefasst kann die Farbe der Polleneinheiten zwar einen Hinweis auf die darin enthaltenen Taxa geben, reicht für eine exakte Bestimmung jedoch nicht aus. Sipos et al. (2020) analysierten Polleneinheiten unterschiedlicher Taxa anhand von Farbprofilen mittels spektraler Farbmessung, die eine von den erwähnten Einflüssen unabhängige Bestimmung der Farben ermöglicht. Die Autoren empfehlen weiters eine Pollendatenbank mit umfassenden Nahinfrarotspektroskopie- und elektronischen Aroma-Analysen aufzubauen, um neben mikroskopischen Analysen ein weiteres zuverlässiges Analyseinstrument zur Pollenbestimmung bereitzustellen.

Der Vergleich mit den Vegetationslisten, der kartierten Umgebung, ist für die Bestimmung der Pollentaxa der Proben besonders hilfreich. Am Standort Wien

Althangrund kann dadurch auch festgestellt werden, dass die Bienen den Bienengarten, jedoch auch die nähere Umgebung, den Arzneimittelgarten und das Umgebungsgebiet des Universitätsgebäudes (UZA), für ihre Pollenflüge nutzen. Etwa 40% der identifizierten Pollentaxa der Proben dieses Standortes wurden am Gelände des Bienengartens kartiert. Auf den Arzneimittelgarten kommen etwa 25% der Pollentaxa der Proben zu und auf die Umgebung des Universitätsgebäudes (UZA) etwa 50%. Einige Taxa konnten jedoch an mehreren Standorten gefunden werden. Die kartierte Vegetation der Umgebung umfasst einen maximalen Radius von etwa 500 Meter, ausgehend vom Zentrum des Bienengeländes. Der Standort Wien Althangrund weist insgesamt eine sehr vielfältige Umgebung mit einer Vielzahl unterschiedlicher Blütenpflanzen auf. Im Gegensatz dazu steht der Standort Naturraum Carnuntum mit seinen weitläufigen landwirtschaftlich genutzten Flächen. Dies spiegelt sich auch in der Anzahl der identifizierten Pollentaxa wider.

Anhand der Analyse der verschiedenen Proben der unterschiedlichen Monate, kann das Verhalten der Biene im Jahresverlauf nachgezeichnet werden. Jedoch muss beachtet werden, dass die entnommenen Pollenproben nur einen Tag im jeweiligen Monat abbilden. Dies zeigt sich zum Beispiel an den großen Pollenmengen von *Liriodendron tulipifera* im Monat Mai, die jedoch in Honigen oft nur als Einzelpollen zu finden sind (Bucher et al., 2004).

Sinapis alba macht nahezu die Hälfte der im Oktober entnommenen Probe aus. Wie für Brassicaceae charakteristisch sind auch *Sinapis alba* und *Raphanus sativus* gute Nektar- und Pollenlieferanten (vgl. Dany, 1983; Frühwirth, 2015). Fällt die Blüte von *Sinapis alba* jedoch in den Spätherbst, können Bienen zum vermehrten Pollenflug neigen und dadurch übermäßig viel Energie verbrauchen (vgl. Brügger, 2021). Außerdem kann es zur Weiterführung der Bruttätigkeit kommen, was zur Vermehrung der *Varroa*-Milbe und somit zur Schwächung des Volkes und erhöhter Wintersterblichkeit führen kann (Frühwirth, 2015). Inwiefern hier jedoch ein Zusammenhang zwischen dem Verenden der Bienen des Standortes Naturraum Carnuntum besteht, kann nicht genau bestimmt werden.

Sobald die Temperaturen wieder über 10° Celsius steigen, beginnen die Bienen mit ihren Reinigungsausflügen um ihre Kotblasen zu entleeren. Kurz darauf beginnt die Königin mit der Steigerung der Bruttätigkeit, da die Winterbienen sterben. Die vielen jungen Larven der Sommerbienen benötigen Nahrung und die Bienen beginnen mit ihren Pollenflügen. Besonders *Salix sp.* und *Acer sp.* bieten den Bienen im Frühjahr reichlich Pollen. Später kommen noch Obstbäume und besonders *Taraxacum sp.* als guter Nektar-

und sehr guter Pollenlieferant hinzu. (Vgl. Baumgärtner, 2020; Dany, 1983; Nowotnick, 2004) Dies zeigt sich auch an der Zusammensetzung der Probe von März 2023, die zu 34% aus Pollen von *Acer campestre* und zu 31% aus Pollen von *Prunus sp.* besteht. Selbes gilt auch für die Probe von April 2023, die sich aus 21% Pollen von *Taraxacum sp.* und 46% Pollen von *Prunus sp.* zusammensetzt.

Brodschneider et al. (2019) analysierten im Laufe von zwei Jahren 1 622 Proben von Polleneinheiten von unterschiedlichen österreichischen Standorten und konnten dabei feststellen, dass im Mai die höchste Sammelaktivität und Pollendiversität auftritt. Die Auswertung der Probe des Monats Mai 2023 des Standortes Wien Althangrund weist ebenfalls sowohl bei der Anzahl der Polleneinheiten ($N=3\,155$), den Farben ($N=11$) als auch den unterschiedlichen Pollentaxa ($N=18$) die höchste Diversität auf.

Die Probe, die im Juni 2023 vom Standort Naturraum Carnuntum entnommen wurde, zeigt eine Zusammensetzung von 55% *Vicia sp.* und 28% *Brassica napus*. Sowohl *Vicia sp.* als auch *Brassica napus* bieten Bienen reichlich Nektar und Pollen (vgl. Dany, 1983).

Alburaki et al. (2018) stellten im Rahmen ihrer Studie fest, dass die von Bienen gesammelte Pollenvielfalt in städtischen Gebieten im Vergleich zu ländlichen Gebieten erhöht ist. Smart et al. (2017) beschreiben außerdem, dass unter anderem die Landschaft der Umgebung des Bienenstocks ausschlaggebend für die Gesundheit der Völker ist.

Zwischen der Entnahme der Proben von Mai 2023 des Standortes Wien Althangrund und Juni 2023 des Standortes Naturraum Carnuntum lagen lediglich vier Tage. Somit können die Proben für einen Vergleich der Standorte herangezogen werden. Während am Standort Wien Althangrund mit 3 155 Polleneinheiten, 11 Farben und 18 Pollentaxa eine hohe Diversität aufzufinden ist, konnten am Standort Naturraum Carnuntum nur 2 413 Polleneinheiten, 10 Farben und 10 Pollentaxa gefunden werden. Auffällig ist, dass die Anzahl der unterschiedlichen Pollentaxa sogar die Werte der Monate März ($N=11$) und April ($N=16$) des Standortes Wien Althangrund unterschreitet. Somit lässt sich ein deutlicher Unterschied zwischen den beiden Standorten bezüglich der Pollendiversität erkennen.

6 Literaturverzeichnis

- AECC Biology. (2023, Dezember). *Bee.Ed, Bildung durch die Biene. Universität Wien*. <https://bee-ed.org/>
- Alburaki, M., Gregorc, A., Adamczyk, J., & Stewart, S. D. (2018). Insights On Pollen Diversity Of Honey Bee (*Apis mellifera* L.) Colonies Located in Various Agricultural Landscapes. *The Southwestern Naturalist*, 63(1), 49. <https://doi.org/10.1894/0038-4909.63.49>
- Amador, G. J., Matherne, M., Waller, D., Mathews, M., Gorb, S. N., & Hu, D. L. (2017). Honey bee hairs and pollenkitt are essential for pollen capture and removal. *Bioinspiration & Biomimetics*, 12(2), 026015. <https://doi.org/10.1088/1748-3190/aa5c6e>
- Aristoteles. (2018). *Historia animalium: Buch 8 und 9*. Boston: De Gruyter.
- Baumgärtner, M. (2020). *Imkern für Einsteiger: Das große und praxisnahe Imker Buch für Anfänger: alles über Bienen, Imkerei und Honig: Schritt für Schritt zum eigenen Bienenvolk*. Hamburg: Eulogia Verlag.
- Bertsch, K. (1942). *Lehrbuch der Pollenanalyse* (H. Reinert, Hrsg.; Bd. 3). Stuttgart: Enke.
- Betts, A. D. (1920). The Constancy of the Pollen-collecting Bee. *Bee World*, 2(1–4), 10–11. <https://doi.org/10.1080/0005772X.1920.11094543>
- Beug, H.-J. (2004). *Leitfaden der Pollenbestimmung für Mitteleuropa und angrenzende Gebiete*. München: Verlag Dr. Friedrich Pfeil.
- Brendieck-Worm, C. (2014). Die Honigbiene: Was hält sie gesund und was schadet ihr? *Zeitschrift für Ganzheitliche Tiermedizin*, 28(04), 131–136. <https://doi.org/10.1055/s-0034-1383163>
- Brodtschneider, R., Gratzner, K., Heigl, H., Auer, W., Moosbeckhofer, R., & Crailsheim, K. (2018). What We Can (or Cannot) Learn from Multifloral Pollen Pellets. *Bee World*, 95(3), 78–80. <https://doi.org/10.1080/0005772X.2018.1483057>
- Brodtschneider, R., Gratzner, K., Kalcher-Sommersguter, E., Heigl, H., Auer, W., Moosbeckhofer, R., & Crailsheim, K. (2019). A citizen science supported study on seasonal diversity and monoflorality of pollen collected by honey bees in Austria. *Scientific Reports*, 9. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-53016-5>
- Brohmer, P., & Schaefer, M. (2017). *Brohmer - Fauna von Deutschland: Ein Bestimmungsbuch unserer heimischen Tierwelt* (24. Aufl.). Wiebelsheim: Quelle & Meyer Verlag.
- Brüggler, C. (2021, November 30). *Senfpflanze—Ökologischer Mehrwert auf Österreichs Äckern? Land schaft Leben*. https://www.landschaftleben.at/service-aktuelles/events-und-presse/pressebereich/pressemitteilungen/Senfpflanze-oekologischer-Mehrwert-auf-Oesterreichs-Aeckern_p4076
- Bucher, E., Kofler, V., Vorwohl, G., & Zieger, E. (2004). *Das Pollenbild der Südtiroler Honige*. Biologisches Labor der Landesagentur für Umwelt und Arbeitsschutz.
- Campbell, N. A., & Reece, J. B. (2006). *Biologie* (J. Markl, Hrsg.; 6. Aufl.). München: Pearson.
- Casteel, D. B. (1912). *The Behavior of the Honey Bee in Pollen Collection*. Washington: Government Printing Office.
- CIRAD, INRAE, INRIA, & IRD. (2023). *Pl@ntNet* (3.17.4 - 5000130) [Android]. <https://plantnet.org>
- Crane, E. (1999). *The world history of beekeeping and honey hunting*. New York: Routledge.
- Crane, E. (2005). The rock art of honey hunters. *Bee World*, 86, 11–13. <https://doi.org/10.1080/0005772X.2005.11099642>

- Danner, N., Keller, A., Härtel, S., & Steffan-Dewenter, I. (2017). Honey bee foraging ecology: Season but not landscape diversity shapes the amount and diversity of collected pollen. *PLOS ONE*, 12(8). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0183716>
- Dany, B. (1983). *Pollensammeln heute: Anleitung zum wirtschaftlichen Pollensammeln* (3. Aufl.). München: Ehrenwirth.
- Deißenberger, H., & Czihak, G. (1971). *Großes zoologisches Praktikum: Apis mellifica* (R. Siewing, Hrsg.). Stuttgart: Fischer.
- Dettner, K., Peters, W., & Bauer, T. (Hrsg.). (2003). *Lehrbuch der Entomologie* (2. Aufl.). Berlin, Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.
- Fischer, M., Oswald, K., & Adler, W. (2008). *Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol: Bestimmungsbuch für alle in der Republik Österreich, im Fürstentum Liechtenstein und der Autonomen Provinz Bozen / Südtirol (Italien) wildwachsenden sowie die wichtigsten kultivierten Gefäßpflanzen (Farnpflanzen und Samenpflanzen) mit Angaben über ihre Ökologie und Verbreitung* (Oberösterreichische Landesmuseen, Hrsg.; 3. Aufl.). Linz: Biologiezentrum der Oberösterreichischen Landesmuseen.
- Frühwirth, P. (2015). *Blütmischungen für Bienen und Menschen*. Linz: Landwirtschaftskammer Oberösterreich.
- Günther, M., & Antin, A. (2023). *Beekeeper* (1.2.7+129) [Android]. Naturepreneurs GbR.
- Hagler, J. R., Mueller, S., Teuber, L. R., Machtley, S. A., & Van Deynze, A. (2011). Foraging Range of Honey Bees, *Apis mellifera*, in Alfalfa Seed Production Fields. *Journal of Insect Science*, 11(144), 1–12. <https://doi.org/10.1673/031.011.14401>
- Halbritter, H., Ulrich, S., Grímsson, F., Weber, M., Zetter, R., Hesse, M., Buchner, R., Svojtka, M., & Frosch-Radivo, A. (2018). *Illustrated Pollen Terminology*. Springer International Publishing. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-71365-6>
- Hess, D. (2004). *Allgemeine Botanik*. Stuttgart: Eugen Ulmer.
- Hesse, M., & Ulrich, S. (2012). Pollen: Erstaunliche Schönheit, verblüffende Vielfalt. *Biologie in unserer Zeit*, 42(1), 34–41. <https://doi.org/10.1002/biuz.201210468>
- Hodges, D. (1984). *The pollen loads of the honeybee: A guide to their identification by colour and form* (Repr. with addenda). London: International Bee Research Association.
- Kadereit, J. W., Körner, C., Nick, P., & Sonnewald, U. (2021). *Strasburger – Lehrbuch der Pflanzenwissenschaften*. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-662-61943-8>
- Kirk, W. D. J. (Hrsg.). (2006). *A colour guide to pollen loads of the honey bee* (2. Aufl.). Cardiff: International Bee Research Association.
- Klaus, W. (1987). *Einführung in die Paläobotanik: Fossile Pflanzenwelt und Rohstoffbildung*. Wien: F. Deuticke.
- Knoll, F. (1956). *Die Biologie der Blüte* (Bd. 57). Berlin, Heidelberg: Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-86220-5>
- Köglberger, H. (2023). *Varroamilbe*. AGES. <https://www.ages.at/mensch/krankheit/krankheitserreger-von-a-bis-z/varroamilbe?limit=all&cHash=2f2ea94040a29066c7c5d48907bf6436>
- Kritsky, G. (2015). *The tears of Re: Beekeeping in ancient Egypt*. New York: Oxford University Press.
- Lüttge, U., Kluge, M., & Thiel, G. (2010). *Botanik: Die umfassende Biologie der Pflanzen*. Weinheim: Wiley-VCH.
- Michener, C. D. (2007). *The bees of the world* (2. Aufl.). Baltimore: Johns Hopkins University Press.

- Nandi, T., & Karmakar, P. (2018). Apis mellifera pollen loads to understand the pollen foraging pattern used for apicultural practice in a potentially agricultural belt in Bengal, India. *Revista de Biología Tropical*, 66(4). <https://doi.org/10.15517/rbt.v66i4.32697>
- Nowottnick, K. (2004). *Die Honigbiene: Apis mellifera L.* Hohenwarsleben: Westarp Wissenschaften.
- Oberriesser, W., & Fandl, T. (2019). *Krankheiten und Schädlinge der Honigbiene: Bienengesundheit in Zeiten von Varroa, Bienensterben, Pestiziden und Co.* Graz, Stuttgart: Leopold Stocker Verlag.
- PalDat. (2000, onwards). *A palynological database*. www.palдат.org
- Panzenböck, M., & Eibl, D. (2023). *Bee.Ed Forschungs- und Lehrbienenstand des Österreichischen Kompetenzzentrums für Didaktik der Biologie*. Universität Wien.
- Peters, R. S., Krogmann, L., Mayer, C., Donath, A., Gunkel, S., Meusemann, K., Kozlov, A., Podsiadlowski, L., Petersen, M., Lanfear, R., Diez, P. A., Heraty, J., Kjer, K. M., Klopstein, S., Meier, R., Polidori, C., Schmitt, T., Liu, S., Zhou, X., ... Niehuis, O. (2017). Evolutionary History of the Hymenoptera. *Current Biology*, 27(7), 1013–1018. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.01.027>
- Rosner, J. (2013). *Pollenfarben, Trachtpflanzen, Nektar- und Pollenangebot*. Imkerverein Klosterneuburg. <https://www.imker-klosterneuburg.at/index.php/infos/18-pollenfarben>
- Roth, R. (2007). *Trockenrasenkartierung im Burgenland*. Eisenstadt: Naturschutzbund Burgenland. https://naturschutzbund.at/files/bgl_homepage/projekte/lebensraeume/anlagen/EnberichtTrockenrasen.pdf
- Schmitt, M. (2022). *Insektenwunderwelt—Einstieg in die Entomologie*. Berlin, Heidelberg: Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-662-64077-7>
- Sipos, L., Végh, R., Bodor, Z., Zaukuu, J.-L. Z., Hitka, G., Bázár, G., & Kovacs, Z. (2020). Classification of Bee Pollen and Prediction of Sensory and Colorimetric Attributes—A Sensometric Fusion Approach by e-Nose, e-Tongue and NIR. *Sensors*, 20(23). <https://doi.org/10.3390/s20236768>
- Smart, M., Otto, C., Cornman, R., & Iwanowicz, D. (2017). Using Colony Monitoring Devices to Evaluate the Impacts of Land Use and Nutritional Value of Forage on Honey Bee Health. *Agriculture*, 8. <https://doi.org/10.3390/agriculture8010002>
- Strasburger, E., & Bresinsky, A. (Hrsg.). (2012). *Lehrbuch der Botanik* (36. Aufl.). Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.
- Stuppy, W., Kessler, R., Harley, M., Duell-Pfaff, N., & Stuppy, W. (2010). *Die unglaubliche Welt der Pflanzen* (A. Papadakis, Hrsg.). Hildesheim: Gerstenberg.
- Tautz, J., & Heilmann, H. R. (Hrsg.). (2012). *Phänomen Honigbiene*. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.
- Tautz, J., & Hülsch, T. (2019). *Das Einmaleins der Honigbiene: 66 x Wissen zum Mitreden und Weitererzählen*. Berlin, Heidelberg: Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-662-58369-2>
- Thomas, F. (2018). *Grundzüge der Pflanzenökologie*. Berlin, Heidelberg: Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-662-54139-5>
- Von Frisch, K. (1993). *Aus dem Leben der Bienen*. Berlin, Heidelberg: Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-61235-0>
- Wawrosch, C. (2023). *Index Seminum—Arzneimittelgarten*. Universität Wien. <https://bibliothek.univie.ac.at/sammlungen/arzneimittelgarten.html>
- Wilson, J. S., & Messinger Carril, O. J. (2016). *The Bees in Your Backyard: A Guide to North America's Bees*. Princeton: University Press. <https://doi.org/10.1515/9781400874156>

7 Abbildungsverzeichnis

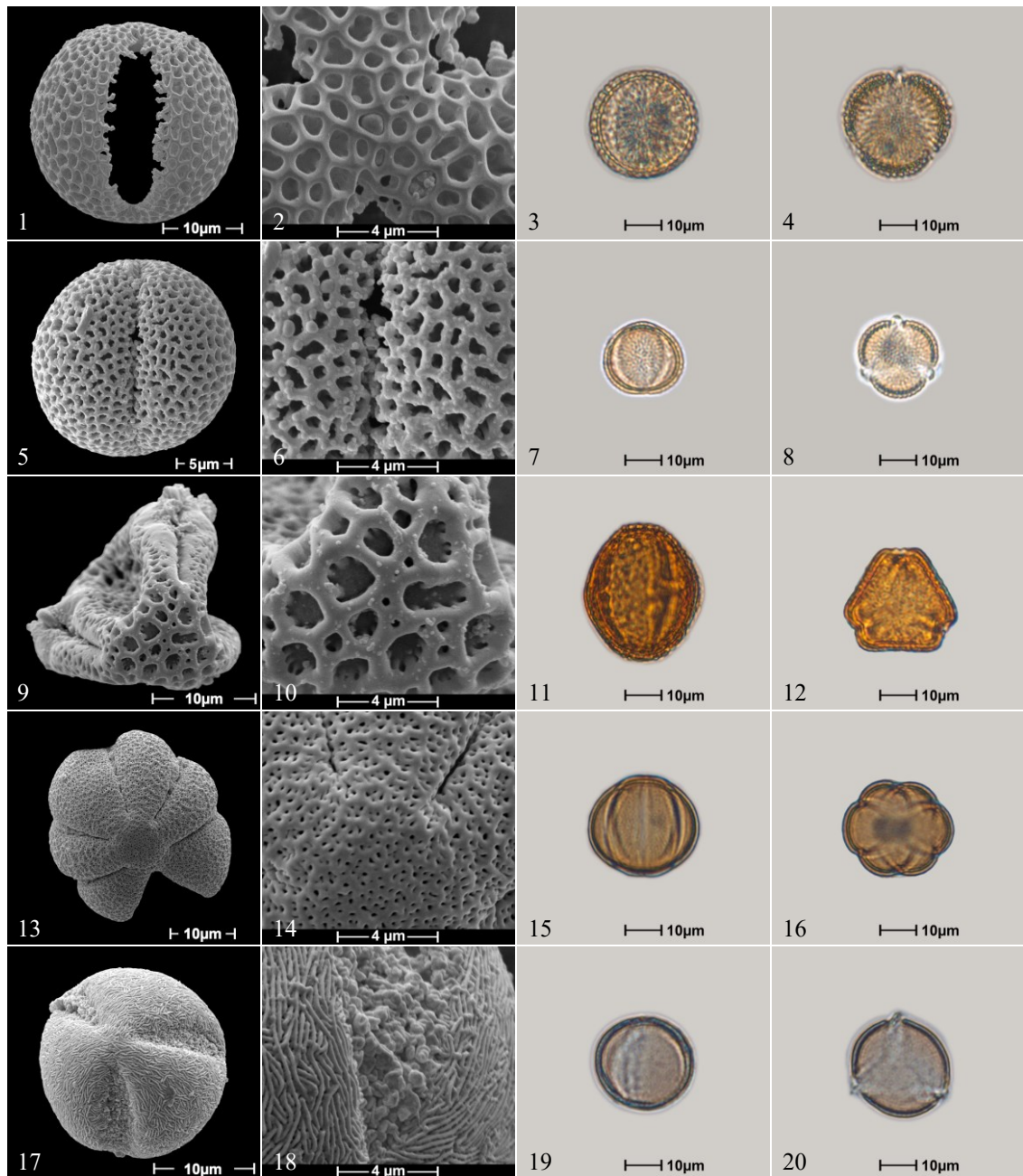
Der Großteil der Abbildungen dieser Arbeit, sowie alle Aufnahmen der Tafeln im Anhang, wurden von mir persönlich erstellt. Für alle nicht von mir stammenden Abbildungen habe ich mich bemüht, sämtliche Inhaber*innen der Bildrechte ausfindig zu machen und ihre Zustimmung zur Verwendung der Bilder in dieser Arbeit eingeholt. Sollte dennoch eine Urheberrechtsverletzung bekannt werden, ersuche ich um Meldung bei mir.

Abbildung 1: Polachse und Äquatorialebene (verändert nach Halbritter et al., 2018, S.38)	5
Abbildung 2: Aufbau der Pollenwand (verändert nach Halbritter et al., 2018, S. 47; anhand der Terminologie von Beug, 2004)	6
Abbildung 3: Felszeichnung in der Cueva de la Araña, als erste Dokumentation des Honigsammelns von <i>Apis mellifera</i> durch den Menschen. (Crane, 2005, S.12)	8
Abbildung 4: Segregierte Pollenladungen mit charakteristischen Streifen (eigene Aufnahme)	13
Abbildung 5: Karte des Umgebungsgebiets des Standortes Naturraum Carnuntum (Universität Wien, 2023a)	17
Abbildung 6: Karte des Umgebungsgebiets des Standortes Althangrund (Universität Wien, 2023a)	18
Abbildung 7: Pollenfalle (eigene Aufnahme)	19
Abbildung 8: Auftragen des Pollens auf Stubs (eigene Aufnahme)	21
Abbildung 9: Schema der Abbildungen der Auswertung der Polleneinheiten nach Farben (eigene Aufnahmen)	22
Abbildungen 10-12: Polleneinheiten der Farben PANTONE® 1205C, 109C, 145C (eigene Aufnahmen)	23-28
Abbildung 13: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im Oktober 2022 entnommenen Probe des Standortes Naturraum Carnuntum (eigene Erhebung)	25
Abbildung 14: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im März 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung)	25
Abbildungen 15-20: Auswertung der Polleneinheiten der Farben PANTONE® 136C, 463C, 1215C, 128C, 5845C, 455C (eigene Aufnahmen/Erhebung)	26-33
Abbildung 21: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im März 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung)	30
Abbildung 22: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im April 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung)	31

Abbildungen 23-30: Auswertung der Polleneinheiten der Farben PANTONE® 144C, 459C, 128C, 113C, 117C, 132C, 133C, 195C (eigene Aufnahmen/Erhebung).....	31-39
Abbildung 31: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im April 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).	36
Abbildung 32: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im Mai 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).	37
Abbildungen 33-43: Auswertung der Polleneinheiten der Farben PANTONE® 460C, 1265C, 458C, 723C, 5C, 615C, 10C, 5743C, 114C, 547C, 468C (eigene Aufnahmen/Erhebung).....	37-47
Abbildung 44: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im Mai 2023 entnommenen Probe des Standortes Wien Althangrund (eigene Erhebung).	45
Abbildung 45: Prozentuelle Verteilung der Farben der Polleneinheiten, der im Juni 2023 entnommenen Probe des Standortes Naturraum Carnuntum (eigene Erhebung).	46
Abbildungen 46-55: Auswertung der Polleneinheiten der Farben PANTONE® 5855C, 458C, 146C, 5605C, 620C, 111C, 723C, 110C, 1215C, 4485C (eigene Aufnahmen/Erhebung).....	46-55
Abbildung 56: Prozentuelle Verteilung der gewichteten Häufigkeit des Vorkommens der einzelnen Pollentaxa in der im Juni 2023 entnommenen Probe des Standortes Naturraum Carnuntum (eigene Erhebung).	53
Abbildung 57: Anzahl der Polleneinheiten der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).....	54
Abbildung 58: Anzahl der unterschiedlichen Farben der Polleneinheiten der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).	54
Abbildung 59: Anzahl der unterschiedlichen Pollentaxa der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).....	55
Abbildung 60: Übersicht der Veränderung der Anzahl der Farben, Polleneinheiten und Pollentaxa der Proben der einzelnen Monate (eigene Erhebung).	56

8 Tafeln

8.1 Tafel 1: Oktober 2022 (Naturraum Carnuntum)



1-4: *Sinapis alba*, Brassicaceae

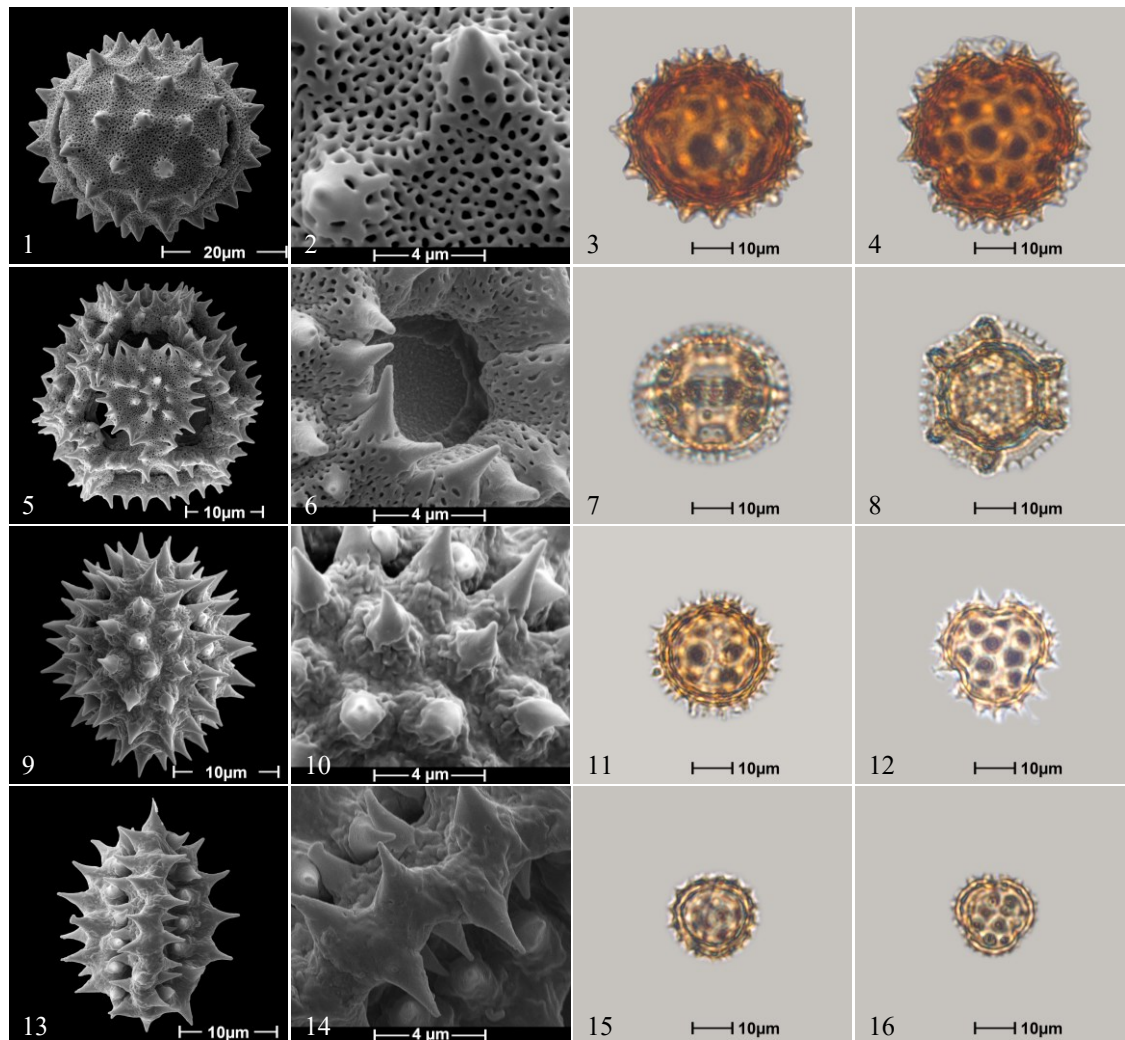
5-8: cf. *Raphanus sativus*,
Brassicaceae

9-12: *Hedera helix*, Araliaceae

13-16: *Thymus sp.*, Asteraceae

17-20: cf. *Veronica agrestis*,
Plantaginaceae

8.2 Tafel 2: Oktober 2022 (Naturraum Carnuntum)



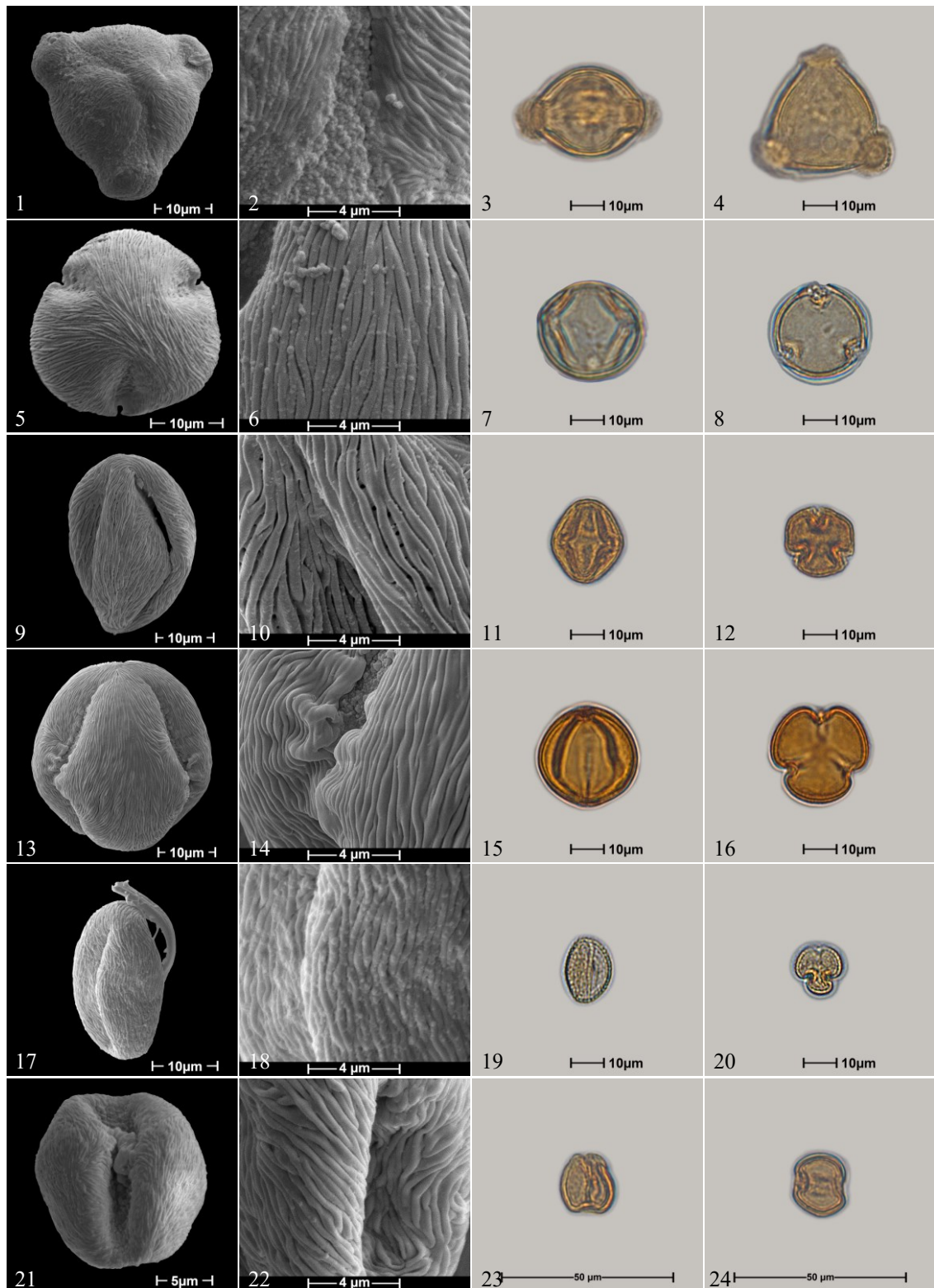
1-4: cf. *Cirsium* sp., Asteraceae

5-8: *Taraxacum* sp./*Cichorium* sp.,
Asteraceae

9-12: *Helianthus annuus*, Asteraceae

13-16: *Erigeron* sp., Asteraceae

8.3 Tafel 3: März 2023 (Wien Althangrund)



1-4: *Malus domestica*, Rosaceae

5-8: *Acer campestre*, Sapindaceae

9-12: *Prunus spinosa*, Rosaceae

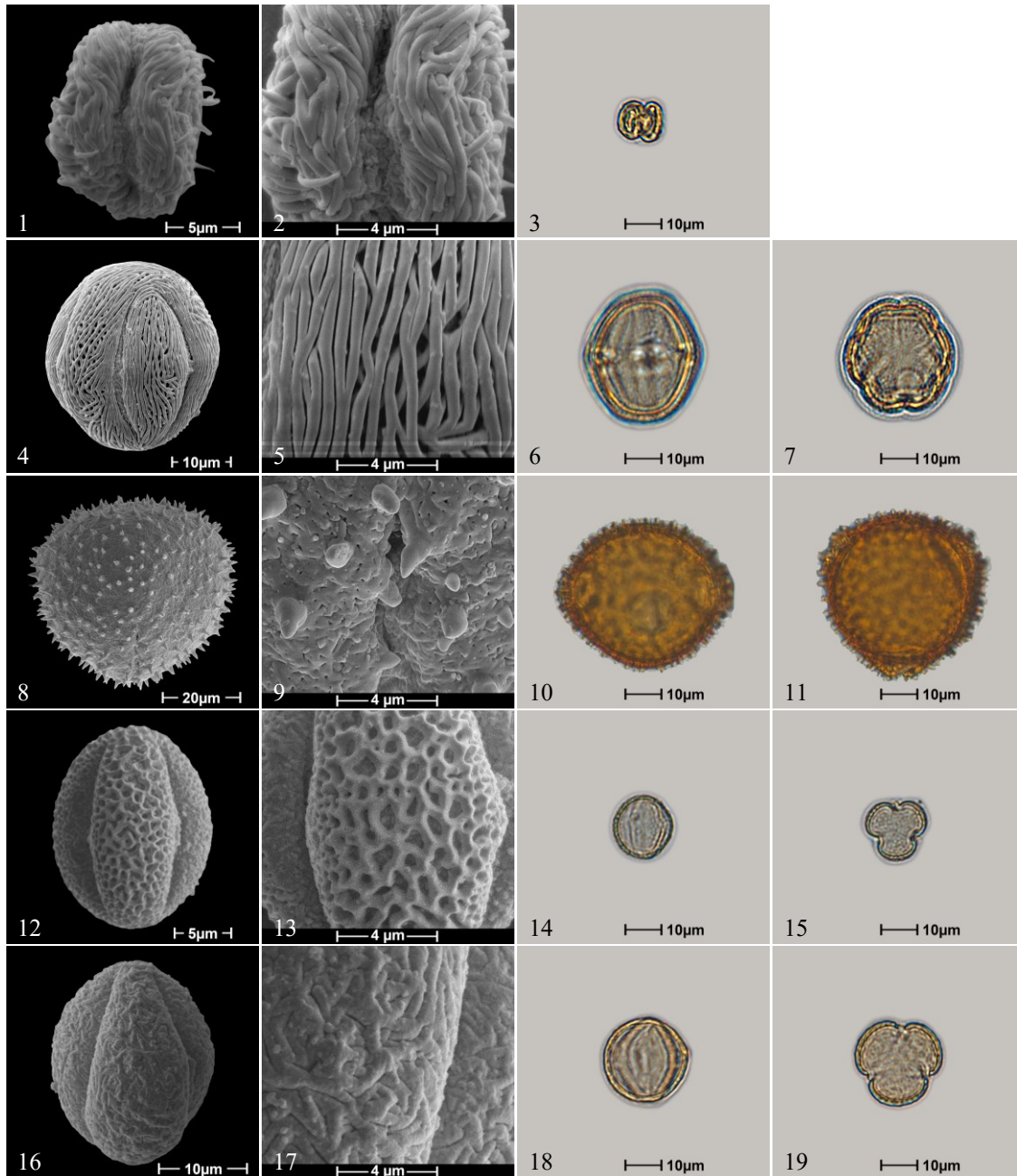
13-16: *Prunus domestica*, Rosaceae

17-18: *Acer* sp., Sapindaceae

19-20: *Salix* sp. I, Saliceae

21-24: gen. indet. sp.1, Rosaceae

8.4 Tafel 4: März 2023 (Wien Althangrund)



1-3: cf. *Saxifraga oppositifolia*,
Saxifragaceae

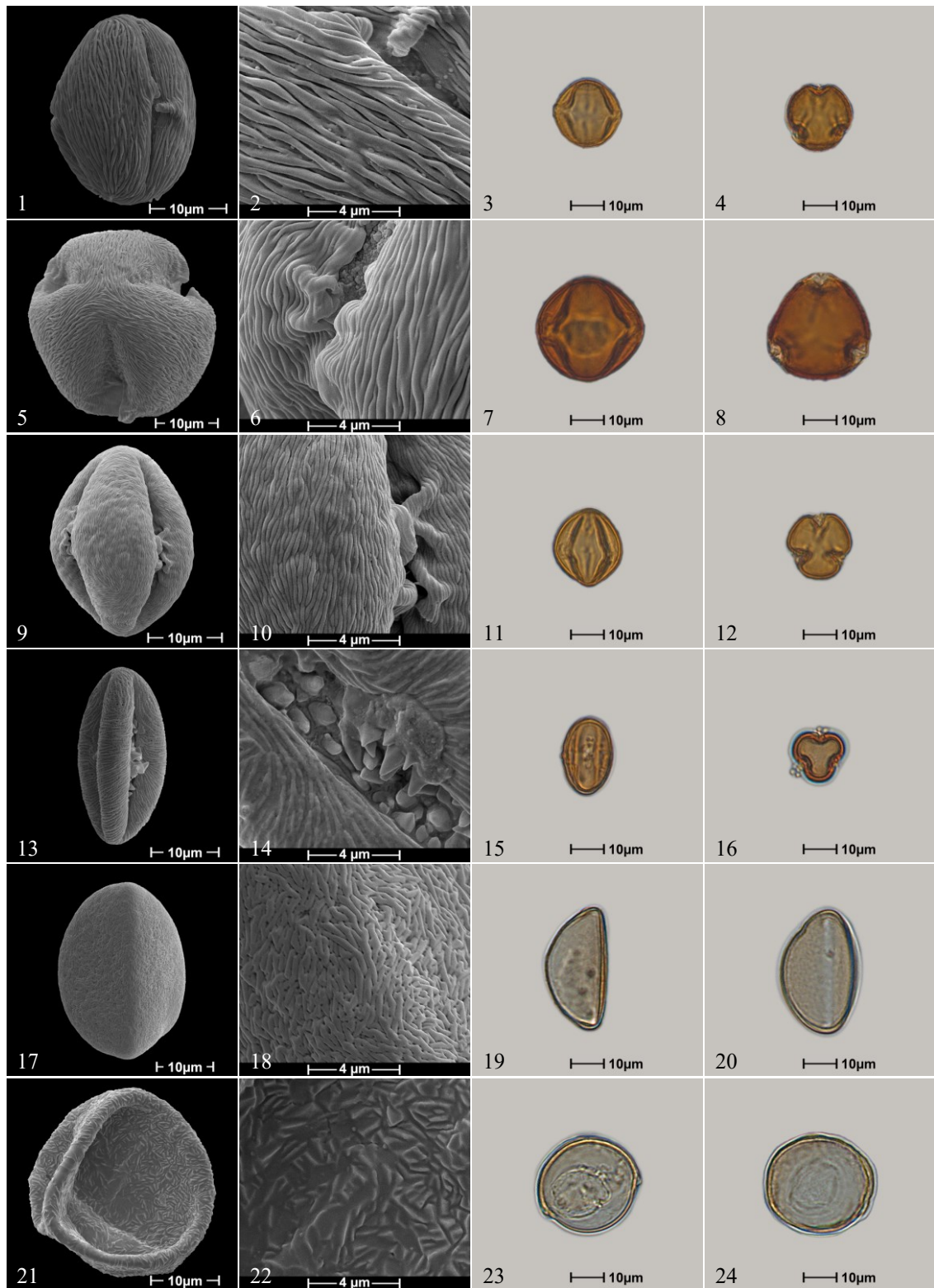
4-7: cf. *Ptelea trifoliata*, Rutaceae

8-11: *Lonicera* sp.,
Caprifoliaceae

12-15: *Salix* sp. 2, Salicaceae

16-19: cf. *Acer negundo*, Sapindaceae

8.5 Tafel 5: April 2023 (Wien Althangrund)



1-4: *Prunus spinosa*, Rosaceae

5-8: *Prunus domestica*, Rosaceae

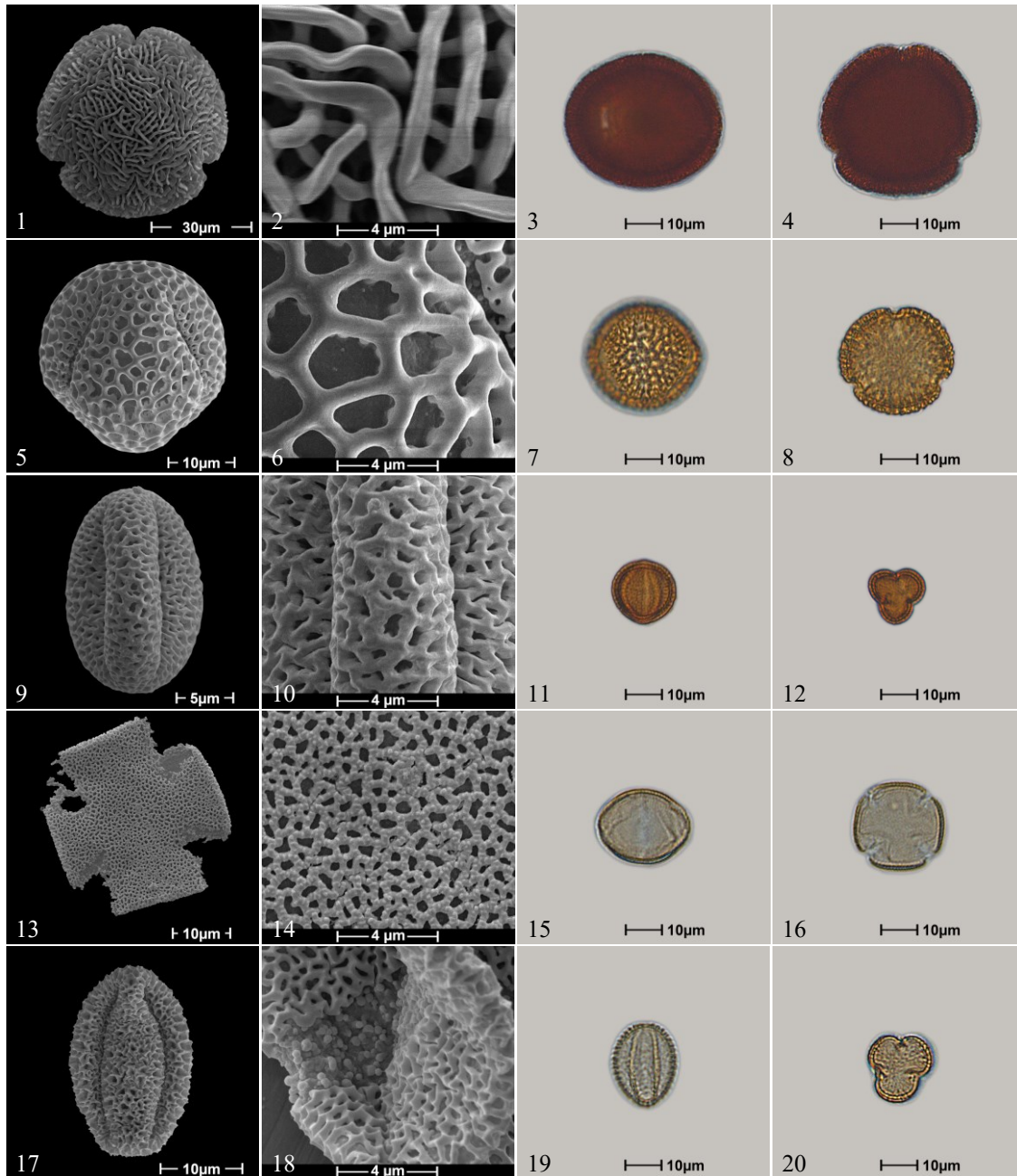
9-12: *Prunus padus*, Rosaceae

13-16: *Aesculus hippocastanum*,
Sapindaceae

17-20: *Allium* sp., Amaryllidaceae

21-24: *Ginkgo biloba*, Ginkgoaceae

8.6 Tafel 6: April 2023 (Wien Althangrund)



1-4: *Erodium cicutarium*,
Geraniaceae

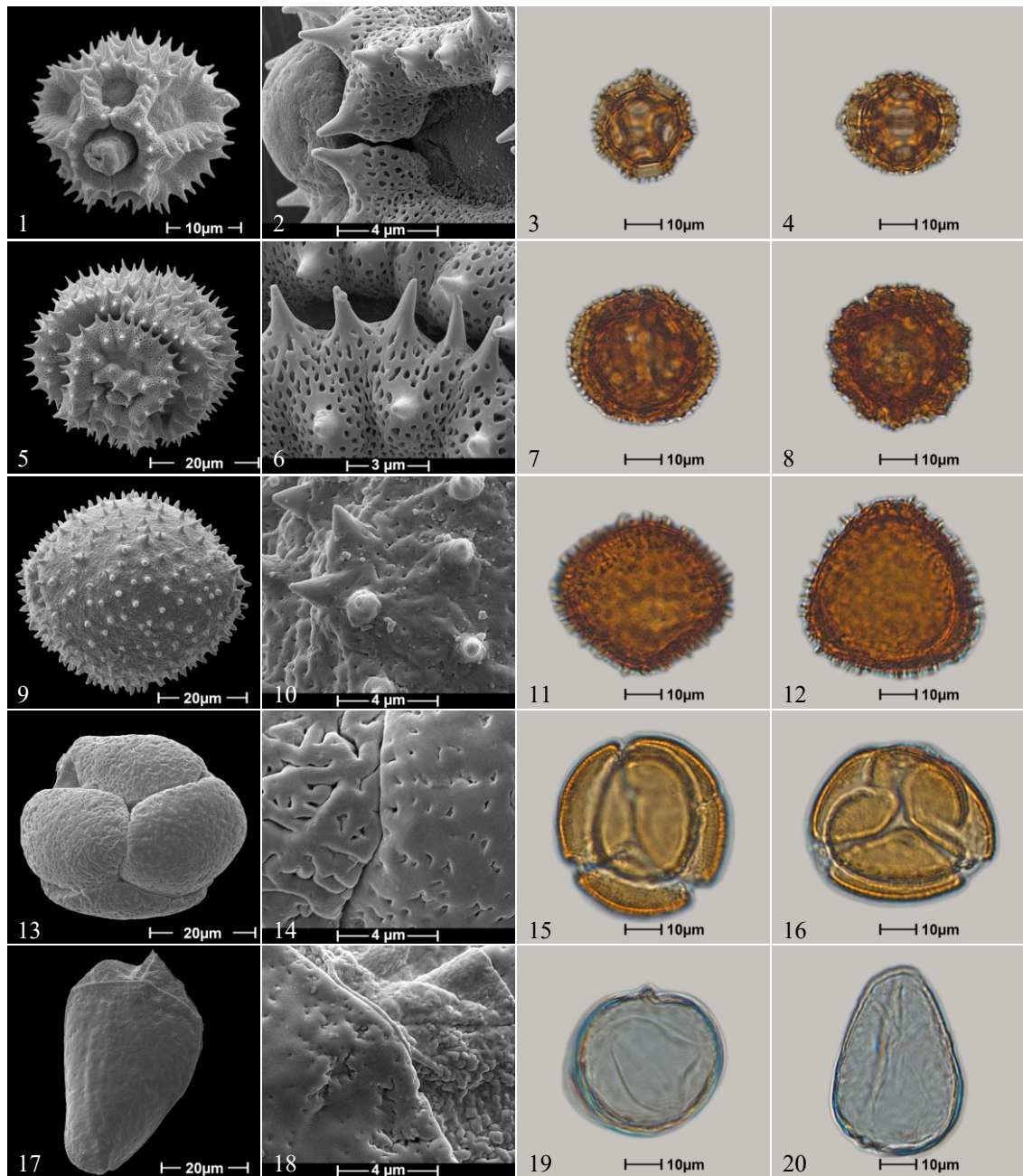
5-8: *Ligustrum vulgare*, Oleaceae

9-12: *Tamarix sp.*, Tamaricaceae

13-16: cf. *Fraxinus ornus*, Oleaceae

17-20: *Salix sp.*, Salicaceae

8.7 Tafel 7: April 2023 (Wien Althangrund)



1-4: *Taraxacum* sp./*Cichorium* sp.,
Asteraceae

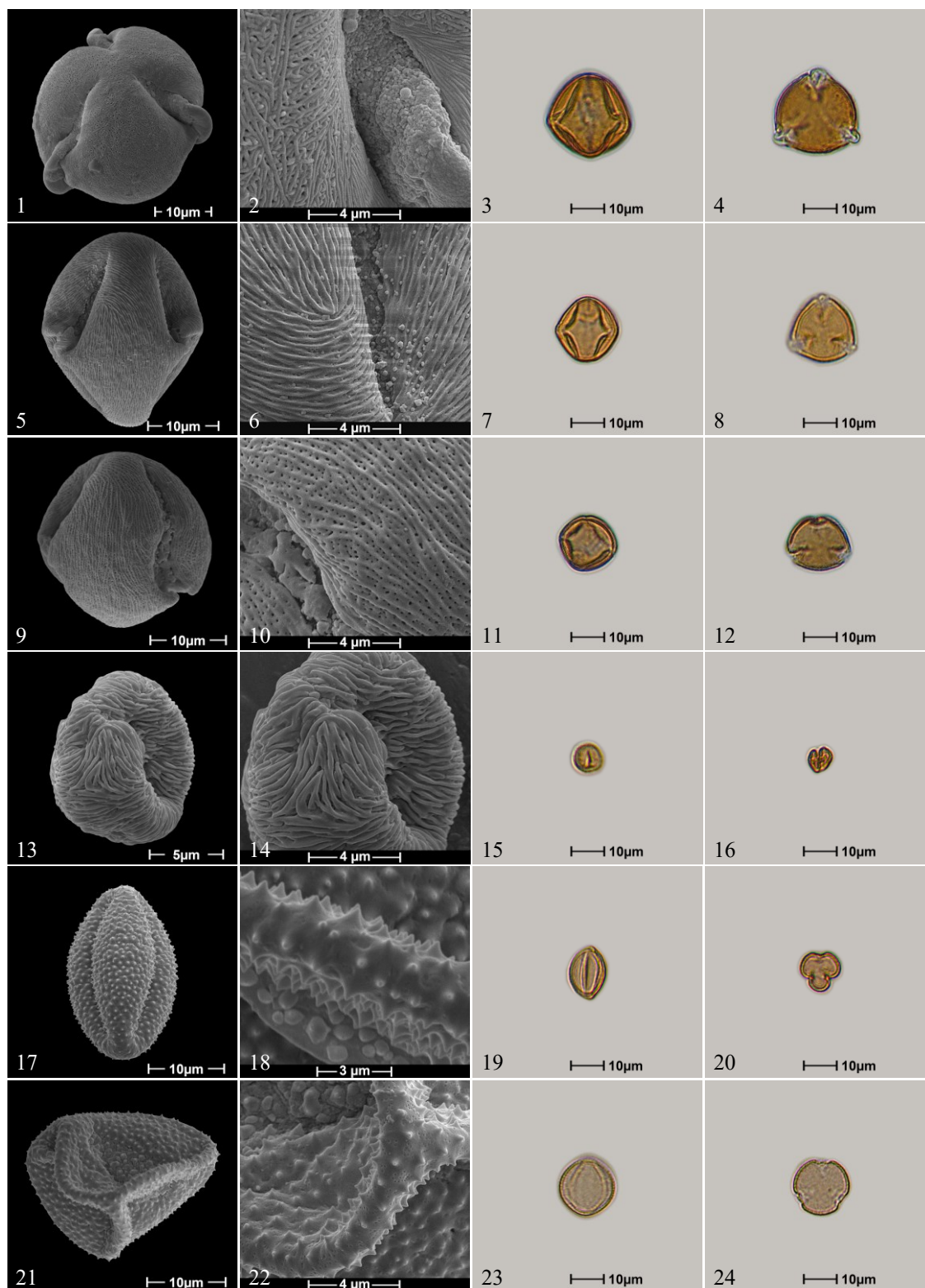
5-8: gen. indet. sp. 2, Asteraceae

9-12: *Lonicera* sp., Caprifoliaceae

13-16: *Annona triloba*, Annonaceae

17-20: fam. et. gen. indet. sp. 3

8.8 Tafel 8: Mai 2023 (Wien Althangrund)



1-4: cf. *Cotinus coggygia*,
Anacardiaceae

5-8: *Rosa canina*, Rosaceae

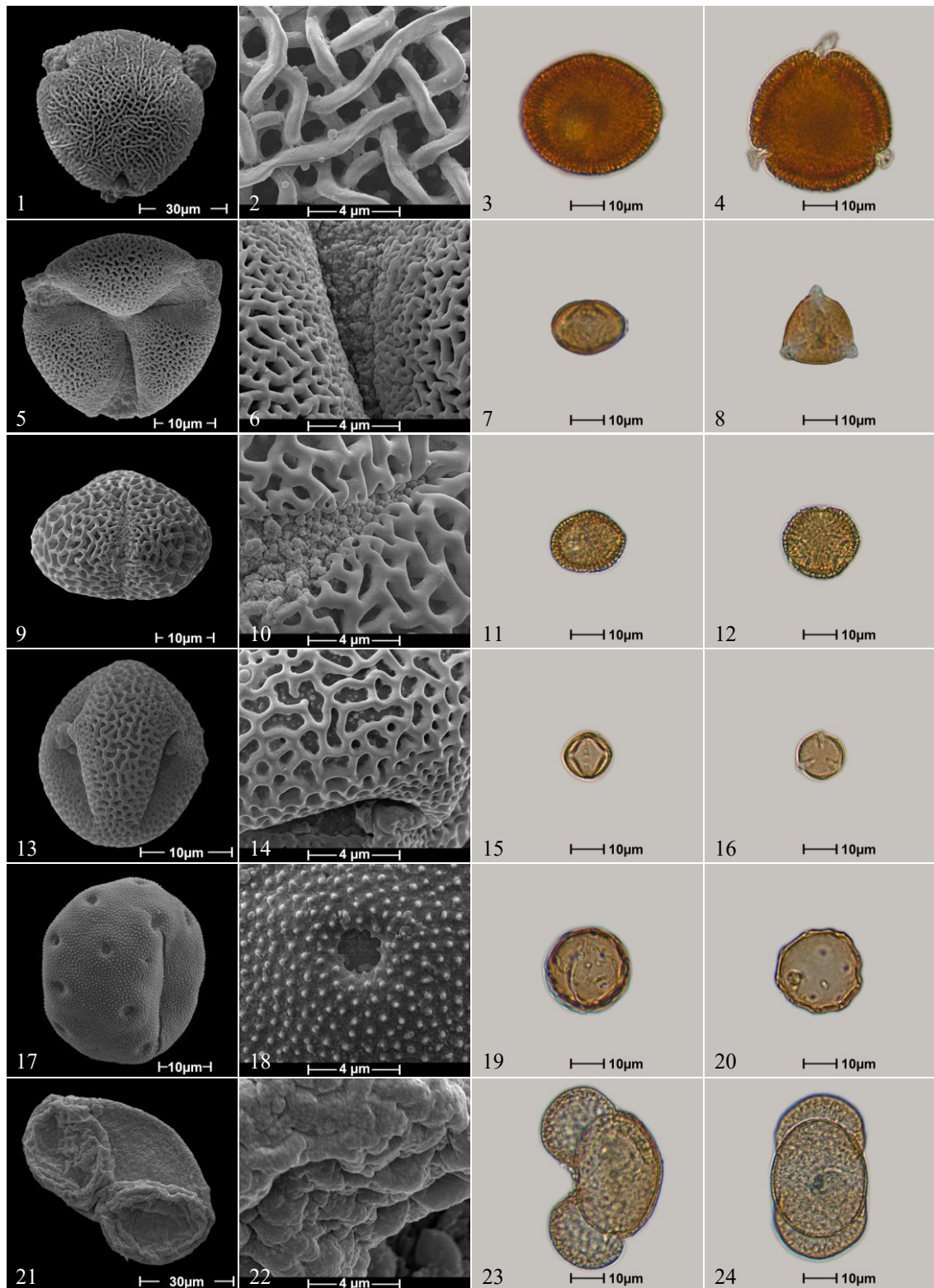
9-12: *Rubus* sp., Rosaceae

13-16: gen. indet. sp. 4, Rosaceae

17-20: *Clematis* sp., Ranunculaceae

21-24: *Papaver* sp., Papaveraceae

8.9 Tafel 9: Mai 2023 (Wien Althangrund)



1-4: *Erodium cicutarium*,
Geraniaceae

5-8: fam. et. gen. indet. sp. 5

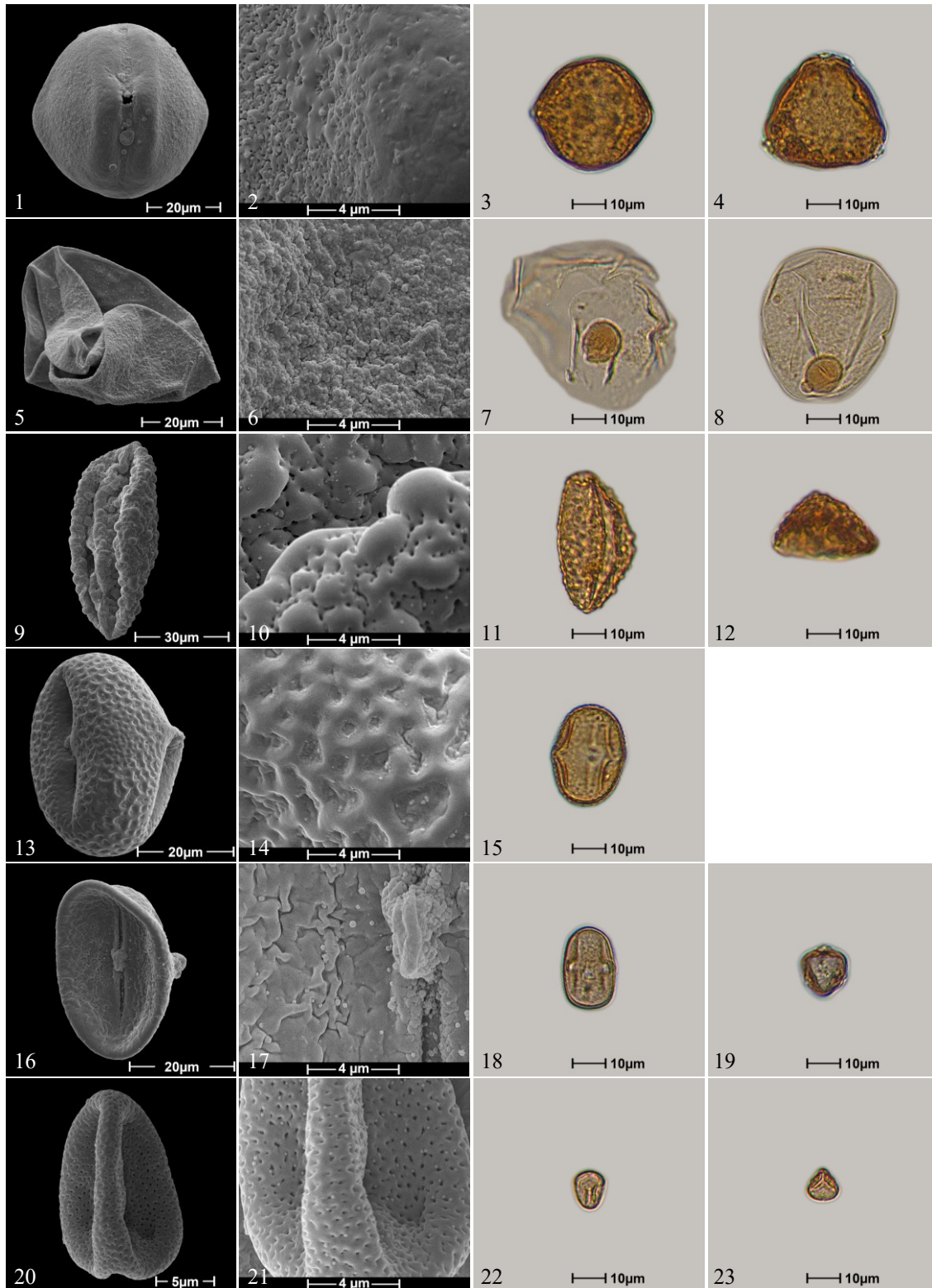
9-12: *Syringa vulgaris*, Oleaceae

13-16: *Viburnum* sp., Adoxaceae

17-20: *Juglans* sp., Juglandaceae

21-24: *Pinus* sp., Pinaceae

8.10 Tafel 10: Mai 2023 (Wien Althangrund)



1-4: *Cornus sanguinea*, Cornaceae

5-8: cf. *Larix* sp., Pinaceae

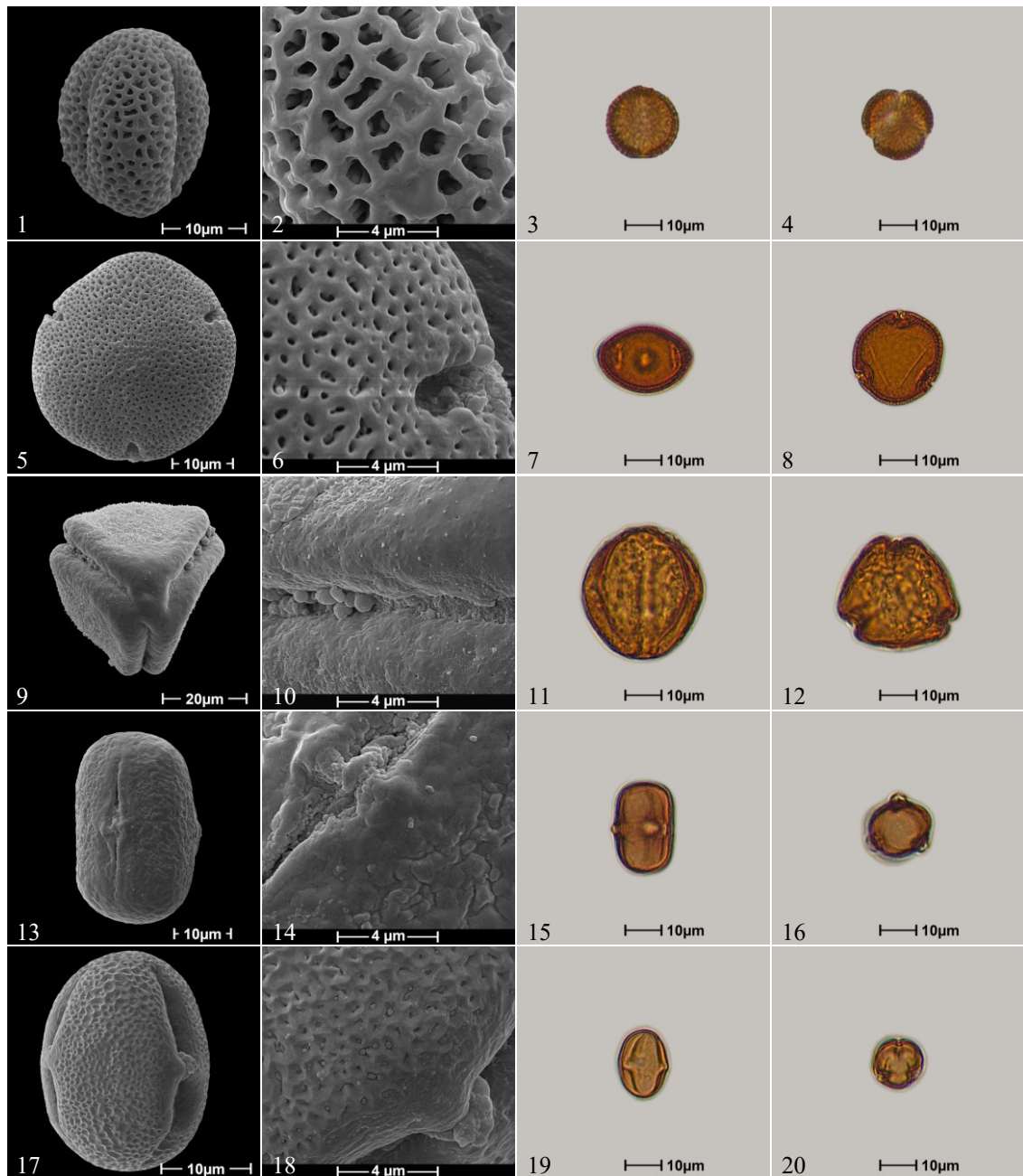
9-12: *Liriodendron tulipifera*,
Magnoliaceae

13-15: *Trifolium repens*, Fabaceae

16-19: *Vicia* sp., Fabaceae

20-23: *Echium vulgare*, Boraginaceae

8.11 Tafel 11: Juni 2023 (Naturraum Carnuntum)



1-4: *Brassica napus*, Brassicaceae

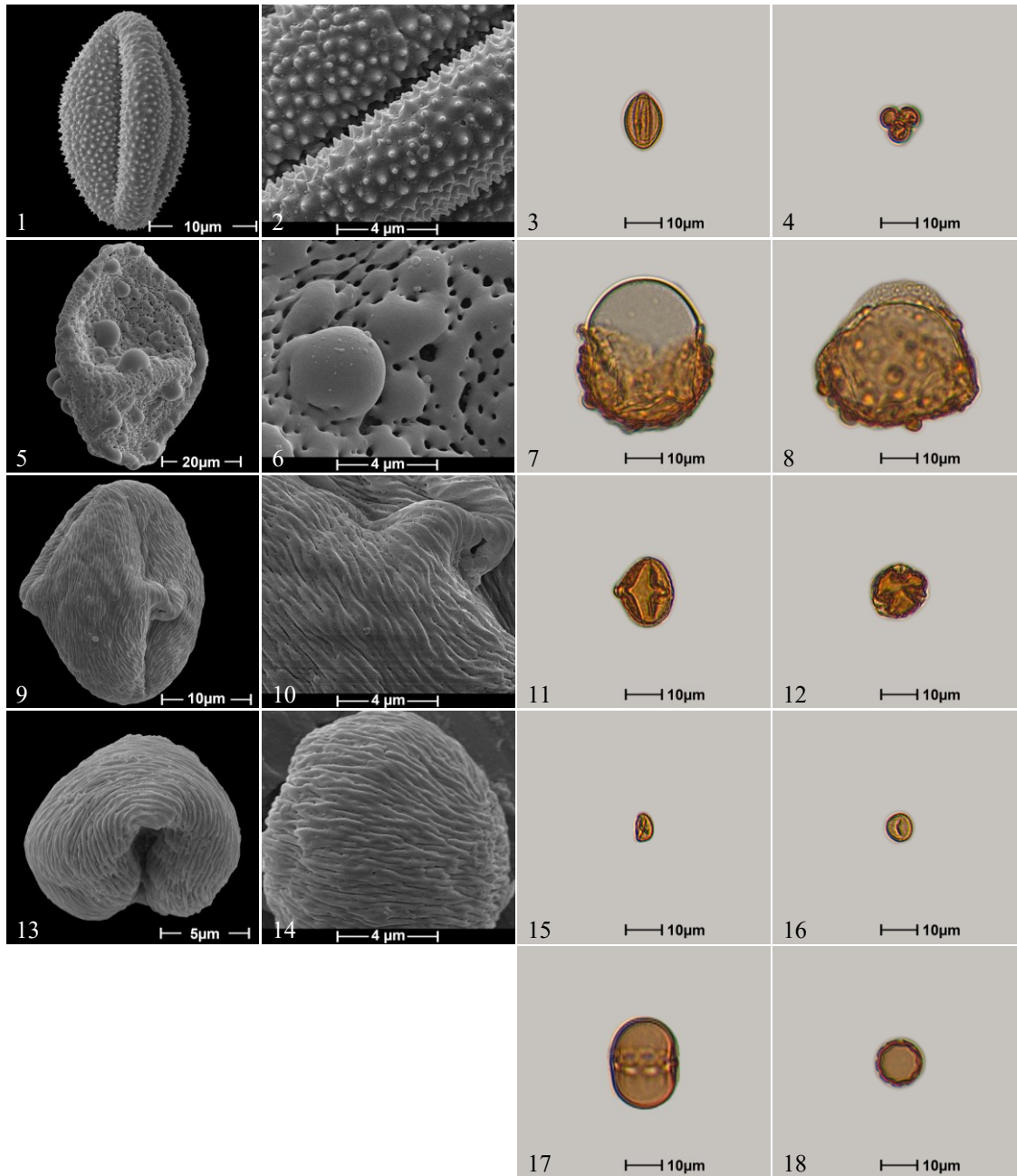
5-8: *Tilia sp.*, Malvaceae

9-12: *Cornus sanguinea*, Cornaceae

13-16: *Vicia sp.*, Asteraceae

17-20: *Melilotus officinalis*, Fabaceae

8.12 Tafel 12: Juni 2023 (Naturraum Carnuntum)



1-4: *Papaver rhoeas*, Papaveraceae

5-8: cf. *Liriodendron tulipifera*,
Magnoliaceae

9-12: *Prunus avium/cerasus*,
Rosaceae

13-16: gen. indet. sp. 4, Rosaceae

17-18: *Symphytum* sp., Boraginaceae

9 Glossar

Das folgende Glossar wurde mithilfe der Werke *Leitfaden der Pollenbestimmung für Mitteleuropa und angrenzende Gebiete* (Beug, 2004), *Illustrated Pollen Terminology* (Halbritter et al., 2018) und *Einführung in die Paläobotanik: fossile Pflanzenwelt und Rohstoffbildung* (Klaus, 1987) erstellt.

Apertur	Bereich der Pollenwand; Austrittsbereich für Pollenschlauch
Äquatoriale Ansicht	Ansicht eines Pollenkorns auf die senkrechte Polachse und die waagerechte Äquatorialebene
Äquatorialer Durchmesser	Durchmesser der Äquatorialebene, die sich mittig und senkrecht zur Polachse befindet
Brochus (pl. Brochi)	Masche eines Retikulums (aus Lumen und Hälfte aller umgebenden Muri)
Colporus (pl. Colpori) Colporater Pollen	zusammengesetzte Öffnung, aus einem Colpus (Ektoapertur) in Kombination mit einer Endoapertur von unterschiedlicher Größe und Form
Colpus (pl. Colpi/Colpen)	längliche Apertur (Verhältnis Länge/Breite > 2:1) am Äquator oder global verteilt; bei Pollenkörnern mit nur einem Colpus wird dieser Sulcus genannt
Colpus-Membran	Schicht der Exine, welche die Apertur bedeckt
Columellae	säulenförmige Strukturelemente der Exine, die auf der Endexine stehen und das Tektum tragen
Echinolophat	Echini sitzen nur auf den Rippen, die bei fenestraten Pollenform die Lacunae voneinander abgrenzen
Echinus (Pl. Echini)	distal zugespitztes Strukturelement, länger als 1 µm
Ekt-Exine	äußerer Teil der Exine; zusammengesetzt aus Fußschicht, Columellae, evtl. Tectum und Supratectal Elementen
End-Exine	innerer Teil der Exine
Exine	äußere Schicht der Pollenwand, die hauptsächlich aus Sporopollenin besteht
Fenestrat	Pollenwand mit grobmaschigem Muster, gebildet durch Lophae und Lakunen
Granulat (Granuli)	Pollenwand mit Granula Granula (Pl. Granuli) Skulpturelement von unterschiedlicher/unbestimmbarer Form, gleich oder kleiner als 0,1 µm im Durchmesser (schwer zu umreißen)
Heterobrochat	Reticulum mit unterschiedlich großen Brochi
Inaperturate	Pollenkörner ohne Colpi, Pori oder Colpori
Intercolpien	von Colpus-Rändern begrenztes Areal

Isopolar	Pollenkorn mit identischen proximalen und distalen Flächen
Lucane	dünne Bereiche in der Exine, die außerhalb von Aperturen liegen
Margo (Pl. Margines)	umgibt den Colpus gürtelförmig; Unterscheidet sich von übriger Exine durch Abweichung im Bau der Ektexine
Monade	Einheit, die aus einem einzigen Pollenkorn besteht
Perforat	Pollenwand mit Löchern mit einem Durchmesser von weniger als 1µm
Perprolat	Form eines Pollenkorns, die einem Drehellipsoid gleicht, mit erheblich längerer Polachse als äquatorialem Durchmesser (s. PFormI)
Polachse	verbindet die beiden Pole des Pollenkorns
Polare Ansicht	Ansicht eines Pollenkorns auf den Pol und das Polarfeld
Polarfeld	Region am Pol und um den Pol
Pollenformindex (PFormI)	Länge des Pollenkorns (Polachse) : größter äquatorialer Durchmesser des Pollenkorns perprolat > 2 prolat 2-1,33 sphäroidal 1,33-0,75 oblat 0,75-0,5 peroblat < 0,5
Prolat	Form eines Pollenkorns, die einem Drehellipsoid gleicht, mit längerer Polachse als äquatorialem Durchmesser (s. PFormI)
Psilat	Pollenwand mit glatter Oberfläche ohne Skulpturelemente
Reticulum	netzartiges Skulpturelemente aus über 1µm großen Brochi
Sphäroidal	Form eines Pollenkorns, die einer Kugel gleicht, mit gleichlanger Polachse wie äquatorialem Durchmesser (s. PFormI)
Striat	Skulpturelemente aus über 1µm langen, meist parallelen Valla
Tectum	zusammengeschlossene Columellae, den Abschluss der End-Exine bzw. der Sexine bilden
Tricolpat	Pollenkorn mit drei Colpi
Tricolporat	Pollenkorn mit drei Colpori
Vallum (pl. Valla)	um ein Mehrfaches längeres als breites Skulpturelement
Verrucate	warzenartiges Skulpturelement, welches breiter als hoch ist
Zirkuläre Kontur	Pollenkorn mit runder Kontur in äquatorialer Ansicht

10 Vegetationslisten

Bei allen Vegetationslisten wurden die Artnamen, Familien und die deutschen Bezeichnungen mit der Nomenklatur der *Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol* (Fischer et al., 2008) abgeglichen bzw. ergänzt.

10.1 Vegetationsliste Naturraum Carnuntum

Die Vegetation des Standortes Naturraum Carnuntum wurde aus der vorhandenen Liste des C.S.I Pollen Projects (Brodtschneider et al., 2019) und anhand der eigenen Erhebung vor Ort zusammengesetzt.

Art	Familie	Deutsch
<i>Abies alba</i>	Pinaceae	Weiß-Tanne
<i>Acer sp.</i>	Sapindaceae	Ahorn
<i>Achillea sp.</i>	Asteraceae	Schafgarbe
<i>Amorpha fruticosa</i>	Fabaceae	Echt-Scheinindigo
<i>Arctium sp.</i>	Asteraceae	Klette
<i>Aristolochia sp.</i>	Aristolochiaceae	Osterluzei
<i>Ballota nigra</i>	Lamiaceae	Gewöhnlich-Schwarznessel
<i>Bassia sp.</i>	Chenopodiaceae	Radmelde
<i>Brassica napus</i>	Brassicaceae	Raps und Kohlrübe
<i>Campanula sp.</i>	Campanulaceae	Glockenblume
<i>Carduus sp.</i>	Asteraceae	Ringdistel
<i>Centaurea jacea</i>	Asteraceae	Wiesen-Flockenblume
<i>Centaurea scabiosa</i>	Asteraceae	Skabiosen-Flockenblume
<i>Cichorium endivia</i>	Asteraceae	Endivie
<i>Cirsium sp.</i>	Asteraceae	Kratzdistel
<i>Clematis sp.</i>	Ranunculaceae	Waldrebe
<i>Convolvulus sp.</i>	Convolvulaceae	Winde
<i>Cornus sanguinea</i>	Cornaceae	Rot-Hartriegel
<i>Echinops sphaerocephalus</i>	Asteraceae	Bienen-Kugeldistel
<i>Echium sp.</i>	Boraginaceae	Natternkopf
<i>Erigeron sp.</i>	Asteraceae	Berufkraut/Feinstrahl
<i>Fagopyrum esculentum</i>	Polygonaceae	Echt-Buchweizen
<i>Fraxinus excelsior</i>	Oleaceae	Edel-Esche
<i>Fraxinus ornus</i>	Oleaceae	Blumen-Esche
<i>Geranium sp.</i>	Geraniaceae	Storchschnabel
<i>Hedera helix</i>	Araliaceae	Gewöhnlich-Efeu
<i>Helianthus sp.</i>	Asteraceae	Sonnenblume u. Topinambur
<i>Heracleum sp.</i>	Apiaceae	Bärenklau
<i>Hypericum sp.</i>	Hypericaceae	Johanniskraut
<i>Impatiens sp.</i>	Balsaminaceae	Springkraut
<i>Knautia sp.</i>	Dipsacaceae	Witwenblume
<i>Lamium sp.</i>	Lamiaceae	Taubnessel
<i>Lathyrus sp.</i>	Fabaceae	Platterbse
<i>Ligustrum vulgare</i>	Oleaceae	Gewöhnlich-Liguster
<i>Lilium sp.</i>	Liliaceae	Lilie
<i>Lotus sp.</i>	Fabaceae	Hornklee/Spargelklee
<i>Melilotus sp.</i>	Fabaceae	Steinklee
<i>Papaver rhoeas</i>	Papaveraceae	Klatschmohn
<i>Parthenocissus sp.</i>	Vitaceae	Jungfernrebe
<i>Persicaria bistorta</i>	Polygonaceae	Schlangen-Knöterich
<i>Petunia sp.</i>	Solanaceae	Petunie
<i>Picea abies</i>	Pinaceae	Gewöhnlich-Fichte

<i>Plantago sp.</i>	Plantaginaceae	Wegerich
<i>Potentilla sp.</i>	Rosaceae	Fingerkraut
<i>Prunus avium</i>	Rosaceae	Süß-Kirsche
<i>Prunus domestica</i>	Rosaceae	Pflaume
<i>Prunus padus</i>	Rosaceae	Echt-Traubenkirsche
<i>Prunus persica</i>	Rosaceae	Pfirsich
<i>Prunus sp.</i>	Rosaceae	"Steinobst"
<i>Ranunculus sp.</i>	Ranunculaceae	Hahnenfuß
<i>Scabiosa sp.</i>	Dipsacaceae	Skabiose
<i>Silene sp.</i>	Caryophyllaceae	Leimkraut
<i>Sinapis sp.</i>	Brassicaceae	Senf
<i>Sinapis alba</i>	Brassicaceae	Weiß-Senf
<i>Solanum sp.</i>	Solanaceae	Nachtschatten
<i>Symphytum sp.</i>	Boraginaceae	Beinwell
<i>Taraxacum sp.</i>	Asteraceae	Löwenzahn
<i>Thymus sp.</i>	Lamiaceae	Thymian
<i>Tilia sp.</i>	Tiliaceae	Linde
<i>Tragopogon sp.</i>	Asteraceae	Bocksbart
<i>Trifolium pratense</i>	Fabaceae	Spreiz-Klee
<i>Trifolium repens</i>	Fabaceae	Kriech-Klee
<i>Vicia sp.</i>	Fabaceae	Wicke
<i>Viola tricolor</i>	Violaceae	Wild-Stiefmütterchen
<i>Zea mays</i>	Poaceae	Mais

10.2 Vegetationsliste Wien Althangrund

10.2.1 Bienengarten

Die Vegetationsliste des Bienengartens wurde von „Bee Ed.“ (Panzenböck & Eibl, 2023) zusammengestellt.

Art	Familie	Deutsch
<i>Acanthus mollis</i>	Acantaceae	Bärenklau
<i>Acer campestre</i>	Sapindaceae	Feldahorn
<i>Achillea millefolium</i>	Asteraceae	Echt-Schafgarbe
<i>Ajuga reptans</i>	Lamiaceae	Kriech-Günsel
<i>Allium sphaerocephalon</i>	Amaryllidaceae	Kugelköpfiger Lauch
<i>Anthemis tinctoria</i>	Asteraceae	Färberkamille
<i>Aronia melanocarpa</i>	Rosaceae	Schwarze Apfelbeere
<i>Bergenia cordifolia</i>	Saxifragaceae	Wickelwurz
<i>Borago officinalis</i>	Boraginaceae	Echt-Borretsch
<i>Buddleja davidii</i>	Buddlejaceae	Gewöhnlich-Sommerflieder
<i>Campanula glomerata</i>	Campanuloideae	Knäuelglockenblume
<i>Campanula latifolia</i>	Campanuloideae	Breitblättrige Glockenblume
<i>Campanula portenschlagiana</i>	Campanuloideae	Polster-Glockenblume
<i>Caryopteris x cladonensis</i>	Lamiaceae	Blaubart
<i>Chrysanthemum indicum</i>	Asteraceae	Gärtnerchrysantheme
<i>Cichorium intybus</i>	Asteraceae	Gewöhnliche Wegwarte
<i>Clematis alpina</i>	Ranunculaceae	Alpen-Waldrebe
<i>Clematis montana</i>	Ranunculaceae	Berg-Waldrebe
<i>Clematis sp.</i>	Ranunculaceae	Waldrebe
<i>Clinopodium</i>	Lamiaceae	Wirbeldost / Steinquendel / Bergminze
<i>Cornus alba</i>	Cornaceae	Tataren-Hartriegel
<i>Cornus mas</i>	Cornaceae	Dirndlstrauch
<i>Cotoneaster dammeri</i>	Rosaceae	Teppich-Steinmispel
<i>Deutzia sp.</i>	Hydrangeaceae	Deutzie
<i>Echinacea purpurea</i>	Asteraceae	Purpur-Igelkopf
<i>Geranium sp.</i>	Geraniaceae	Storchschnabel

<i>Hedera helix</i>	Araliaceae	Gewöhnlich-Efeu
<i>Helianthemum x cultorum</i>	Cistaceae	Sonnenröschen-Hybriden
<i>Hibiscus syriacus</i>	Malvaceae	Strauchhibisch
<i>Hypericum calycinum</i>	Hypericaceae	Großblüten-Johanniskraut
<i>Hypericum hidcote</i>	Hypericaceae	Großblumiges-Johanniskraut
<i>Hypericum perforatum</i>	Hypericaceae	Echt-Johanniskraut
<i>Laburnum sp.</i>	Fabaceae	Goldregen
<i>Ligustrum ovalifolium</i>	Oleaceae	Breitblatt-Liguster
<i>Lonicera acuminata</i>	Caprifoliaceae	Immergrünes-Geißblatt
<i>Lonicera caerulea</i>	Caprifoliaceae	Blau-Heckenkirsche
<i>Lonicera x heckrottii</i>	Caprifoliaceae	Feuer-Geißblatt
<i>Mahonia aquifolium</i>	Berberidaceae	Gewöhnlich-Mahonie
<i>Malus domestica</i>	Rosaceae	Kultur-Apfel
<i>Mentha x piperita</i>	Lamiaceae	Pfeffer-Minze
<i>Nepeta faassenii</i>	Lamiaceae	Blauminze
<i>Oenothera sp.</i>	Onagraceae	Nachtkerze
<i>Origanum vulgare</i>	Lamiaceae	Echt-Dost
<i>Parthenocissus quinquefolia</i>	Vitaceae	Selbstkletternde Jungfernrebe / Wilder Wein
<i>Philadelphus coronarius</i>	Hydrangeaceae	Pfeifenstrauch
<i>Physocarpus opulifolius</i>	Rosaceae	Schneeball-Blasenspiere
<i>Ribes x nidigrolaria</i>	Grossulariaceae	Jostabeere
<i>Robinia pseudacacia</i>	Fabaceae	Gewöhnlich-Robinie
<i>Rosa canina</i>	Rosaceae	Hunds-Rose
<i>Rosa gallica</i>	Rosaceae	Essig-Rose
<i>Rosa rubiginosa</i>	Rosaceae	Weinrose
<i>Rosmarinus officinalis</i>	Lamiaceae	Echt-Rosmarin
<i>Rubus fruticosus x idaeus</i>	Rosaceae	Taybeere
<i>Rubus idaeus</i>	Rosaceae	(Echte) Himbeere
<i>Rubus sect. Rubus</i>	Rosaceae	Eigentliche Brombeere
<i>Rudbeckia fulgida</i>	Asteraceae	Glanz-Sonnenhut
<i>Salix caprea</i>	Salicaceae	Sal-Weide
<i>Salvia nemorosa</i>	Lamiaceae	Steppen-Salbei
<i>Salvia officinalis</i>	Lamiaceae	Echt-Salbei
<i>Sambucus nigra</i>	Sambucaceae	Schwarz-Holunder
<i>Sedum telephium</i>	Crassulaceae	Quirl-Waldfetthenne
<i>Sorbaria sorbifolia</i>	Rosaceae	Ebereschen-Fiederspiere
<i>Spiraea vanhouttei</i>	Rosaceae	Belgien-Spiere
<i>Stachys byzantina</i>	Lamiaceae	Woll-Ziest
<i>Symphyotrichum sp.</i>	Asteraceae	Herbstaster
<i>Syringa vulgaris</i>	Oleaceae	Gewöhnlich-Flieder
<i>Tanacetum vulgare</i>	Asteraceae	Rainfarn
<i>Taraxacum sp.</i>	Asteraceae	Gewöhnlicher Löwenzahn
<i>Thymus citroidorus</i>	Lamiaceae	Zitronen-Thymian
<i>Thymus vulgaris</i>	Lamiaceae	Gewürz-Thymian
<i>Trifolium pratense</i>	Fabaceae	Wiesen-Klee
<i>Trifolium repens</i>	Fabaceae	Kriech-Klee
<i>Verbascum olympicum</i>	Scrophulariaceae	Olympische-Königskerze
<i>Veronica spicata</i>	Antirrhinaceae	Ähren-Blauweiderich
<i>Viburnum sp.</i>	Viburnaceae	Schneeball
<i>Viburnum farreri</i>	Viburnaceae	Duft-Schneeball (winterblühender)
<i>Vinca minor</i>	Apocynaceae	Kleines-Immergrün

10.2.2 Arzneimittelgarten

Die Vegetationsliste des Arzneimittelgartens wurde von Wawrosch (2023) veröffentlicht.

Art	Familie	Deutsch
<i>Achillea nobilis</i>	Asteraceae	Edel-Schafgarbe
<i>Acorus calamus</i>	Acoraceae	Arznei-Kalmus
<i>Actaea racemosa</i>	Ranunculaceae	Trauben-Silberkerze

<i>Agastache foeniculum</i>	Lamiaceae	Anisysop
<i>Agrimonia eupatoria</i>	Rosaceae	Echt-Odermennig
<i>Agrimonia procera</i>	Rosaceae	Duft-Odermennig
<i>Agrostemma githago</i>	Caryophyllaceae	Kornrade
<i>Ajuga reptans</i>	Lamiaceae	Kriech-Günsel
<i>Alcea rosea</i>	Malvaceae	Garten-Pappelrose
<i>Alchemilla vulgaris</i>	Rosaceae	Spitzlappiger Frauenmantel
<i>Allium fistulosum</i>	Amaryllidaceae	Röhren-Zwiebel
<i>Allium ramosum</i>	Amaryllidaceae	Chinesische Knoblauch
<i>Allium sativum</i>	Amaryllidaceae	Knoblauch
<i>Allium schoenoprasum</i>	Amaryllidaceae	Schnitt-Lauch
<i>Allium ursinum</i>	Amaryllidaceae	Bär-Lauch
<i>Althaea officinalis</i>	Malvaceae	Echter Eibisch
<i>Amaranthus retroflexus</i>	Amaranthaceae	Rau-Amarant
<i>Angelica archangelica</i>	Apiaceae	Echt-Engelwurz
<i>Angelica sinensis</i>	Apiaceae	Chinesische Engelwurz
<i>Anthyllis vulneraria</i>	Fabaceae	Echt-Wundklee
<i>Aquilegia sp.</i>	Ranunculaceae	Akelei
<i>Arctium lappa</i>	Asteraceae	Groß-Klette
<i>Arctostaphylos uva-ursi</i>	Ericaceae	Arznei-Bärentraube
<i>Aristolochia clematitis</i>	Aristolochiaceae	Echt-Osterluzei
<i>Armoracia rusticana</i>	Brassicaceae	Kren
<i>Artemisia abrotanum</i>	Asteraceae	Eberraute
<i>Artemisia absinthium</i>	Asteraceae	Echt-Wermut
<i>Artemisia annua</i>	Asteraceae	Einjahrs-Beifuß
<i>Artemisia dracunculus</i>	Asteraceae	Estragon
<i>Atropa belladonna</i>	Solanaceae	Echt-Tollkirsche
<i>Bergenia pacumbis</i>	Saxifragaceae	
<i>Berkheya purpurea</i>	Asteraceae	Purpurdistel
<i>Betonica officinalis</i>	Lamiaceae	Echt-Betonie
<i>Borago officinalis</i>	Boraginaceae	Echt-Boretsch
<i>Bryonia dioica</i>	Cucurbitaceae	Rot-Zaunrübe
<i>Buxus sempervirens</i>	Buxaceae	Immergrüner Buchs
<i>Calendula officinalis</i>	Asteraceae	Garten-Ringelblume
<i>Camellia sinensis</i>	Theaceae	Teepflanze
<i>Cannabis sativa</i>	Cannabaceae	Echt-Hanf
<i>Capsicum annuum</i>	Solanaceae	Paprika
<i>Carum carvi</i>	Apiaceae	Echt-Kümmel
<i>Centaurium erythraea</i>	Gentianaceae	Echt-Tausendgüldenkraut
<i>Ceratostigma plumbaginoides</i>	Plumbaginaceae	Chinesische Bleiwurz
<i>Chamaemelum nobile</i>	Asteraceae	römische Kamille
<i>Citrus var.</i>	Rutaceae	Zitrus
<i>Clematis sp.</i>	Ranunculaceae	Waldrebe
<i>Coffea arabica</i>	Rubiaceae	Arabica-Kaffee
<i>Convallaria majalis</i>	Asparagaceae	Echt-Maiglöckchen
<i>Cornus sanguinea</i>	Cornaceae	Rot-Hartriegel
<i>Crataegus sp.</i>	Rosaceae	Weißdorn
<i>Cymbopogon citratus</i>	Poaceae	Zitronengras
<i>Cynara cardunculus</i>	Asteraceae	Artischocke
<i>Daucus carota</i>	Apiaceae	Karotte
<i>Dictamnus albus</i>	Rutaceae	Diptam
<i>Digitalis lanata</i>	Plantaginaceae	Woll-Fingerhut
<i>Digitalis purpurea</i>	Plantaginaceae	Purpur-Fingerhut
<i>Dipsacus sylvestris</i>	Caprifoliaceae	Wilde Karde
<i>Dracocephalum austriacum</i>	Lamiaceae	Österreichisch-Drachenhkopf
<i>Echinacea angustifolia</i>	Asteraceae	Schmalblättriger Sonnenhut
<i>Echinacea purpurea</i>	Asteraceae	Purpur-Igelkopf
<i>Elsholtzia stauntonii</i>	Lamiaceae	Chinesischer Gewürzstrauch
<i>Equisetum arvense</i>	Equisetaceae	Acker-Schachtelhalm
<i>Eranthis hyemalis</i>	Ranunculaceae	Winterling

<i>Erysimum cheiri</i>	Brassicaceae	Echt-Goldlack
<i>Filipendula ulmaria</i>	Rosaceae	Groß-Mädesüß
<i>Filipendula vulgaris</i>	Rosaceae	Klein-Mädesüß
<i>Foeniculum vulgare</i>	Apiaceae	Fenchel
<i>Fragaria</i> sp.	Rosaceae	Erdbeere
<i>Galeopsis segetum</i>	Lamiaceae	Saat-Hohlzahn
<i>Gentiana lutea</i>	Gentianaceae	Gelb-Enzian
<i>Gentiana tibetica</i>	Gentianaceae	Tibetischer Ebtuab
<i>Geum urbanum</i>	Rosaceae	Echt-Nelkenwurz
<i>Ginkgo biloba</i>	Ginkgoaceae	Ginko
<i>Glechoma hederacea</i>	Lamiaceae	Echt-Gundelrebe
<i>Glycyrrhiza glabra</i>	Fabaceae	Echtes Süßholz
<i>Glycyrrhiza</i> sp.	Fabaceae	Süßholz
<i>Grindellia robusta</i>	Asteraceae	Grindelie
<i>Hedera helix</i>	Araliaceae	Gewöhnlich-Efeu
<i>Helianthus tuberosus</i>	Asteraceae	Topinambur
<i>Helleborus niger</i>	Ranunculaceae	Schneerose
<i>Humulus lupulus</i>	Cannabaceae	Echt-Hopfen
<i>Hydrangea</i> sp.	Hydrangeaceae	Hortensie
<i>Hypericum perforatum</i>	Hypericaceae	Echt-Johanniskraut
<i>Hypericum</i> sp.	Hypericaceae	Johanniskraut
<i>Hyssopus officinalis</i>	Lamiaceae	Echt-Ysop
<i>Inula helenium</i>	Asteraceae	Echt-Alant
<i>Iris pseudacorus</i>	Iridaceae	Wasser-Schwertlilie
<i>Juniperus communis</i>	Cupressaceae	Echt-Wacholder
<i>Justicia filibracteolata</i>	Acanthaceae	
<i>Justicia secunda</i>	Acanthaceae	
<i>Lamium album</i>	Lamiaceae	Weiß-Taubnessel
<i>Laurus nobilis</i>	Lauraceae	Echter Lorbeer
<i>Lavandula angustifolia</i>	Lamiaceae	Echt-Lavendel
<i>Leontopodium alpinum</i>	Asteraceae	Alpen-Edelweiß
<i>Levisticum officinale</i>	Apiaceae	Liebstockel
<i>Ligustrum vulgare</i>	Oleaceae	Gewöhnlich-Liguster
<i>Linum usitatissimum</i>	Linaceae	Echter Lein
<i>Lysimachia nummularia</i>	Primulaceae	Pfennigkraut
<i>Mahonia aquifolium</i>	Berberidaceae	Gewöhnlich-Mahonie
<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae	Wild-Malve
<i>Marrubium vulgare</i>	Lamiaceae	Echt-Andorn
<i>Matricaria chamomilla</i>	Asteraceae	Echt-Kamille
<i>Melissa officinalis</i>	Lamiaceae	Zitronenmelisse
<i>Mentha × piperita</i>	Lamiaceae	Pfeffer-Minze
<i>Mentha nemorosa</i>	Lamiaceae	Mojito-Minze
<i>Mentha</i> sp.	Lamiaceae	Erdbeer-Minze
<i>Mentha spicata</i>	Lamiaceae	Speer-Minze
<i>Mentha x villosa</i>	Lamiaceae	Lamiaceae Apfel-Minze
<i>Menyanthes trifoliata</i>	Menyanthaceae	Bitterklee
<i>Monarda</i> sp.	Lamiaceae	Goldmelisse
<i>Nepeta cataria</i>	Lamiaceae	Echt-Katzenminze
<i>Nepetha nuda</i>	Lamiaceae	Pannonien-Katzenminze
<i>Nicotiana tabacum</i>	Solanaceae	Echt-Tabak
<i>Nigella sativa</i>	Ranunculaceae	Echter Schwarzkümmel
<i>Oenothera biennis</i>	Onagraceae	Gewöhnliche Nachtkerze
<i>Ononis spinosa</i>	Fabaceae	Dorn-Hauhechel
<i>Origanum vulgare</i>	Lamiaceae	Echt-Dost
<i>Paeonia suffruticosa</i>	Paeniaceae	Pfingstrose
<i>Papaver bracteatum</i>	Papaveraceae	Arznei-Mohn
<i>Parthenocissus</i> sp.	Vitaceae	Jungfernrebe
<i>Passiflora incarnata</i>	Passifloraceae	Winterharte Passionsblume
<i>Peganum harmala</i>	Nitrariaceae	Steppenraute
<i>Pelargonium sidoides</i>	Geraniaceae	Pelargonie (Kaloba)

<i>Petasites sp.</i>	Asteraceae	Pestwurz
<i>Petroselinum sp.</i>	Apiaceae	Petersilie
<i>Peucedanum officinale</i>	Apiaceae	Echt-Haarstrang
<i>Peucedanum ostruthium</i>	Apiaceae	Meisterwurz
<i>Physostegia sp.</i>	Lamiaceae	Gelenkblume
<i>Phytolacca americana</i>	Phytolaccaceae	Amerika-Kermesbeere
<i>Pimpinella major</i>	Apiaceae	Groß-Bibernelle
<i>Pimpinella saxifraga</i>	Apiaceae	Klein-Bibernelle
<i>Plantago afra</i>	Plantaginaceae	Flohsamen-Wegerich
<i>Plantago coronopus</i>	Plantaginaceae	Schlitzblatt-Wegerich
<i>Plantago lanceolata</i>	Plantaginaceae	Spitz-Wegerich
<i>Plantago major</i>	Plantaginaceae	Groß-Wegerich
<i>Polygonatum sp.</i>	Asparagaceae	Weißwurz
<i>Potentilla anserina</i>	Rosaceae	Gänse-Fingerkraut
<i>Potentilla erecta</i>	Rosaceae	Blutwurz
<i>Potentilla recta</i>	Rosaceae	Hoch-Fingerkraut
<i>Potentilla rupestris</i>	Rosaceae	Gewöhnlich-Steinfingerkraut
<i>Primula veris</i>	Primulaceae	Arznei-Primel
<i>Prunella vulgaris</i>	Lamiaceae	Klein-Braunelle
<i>Pulicaria dysenterica</i>	Asteraceae	Groß-Flohkraut
<i>Pulmonaria officinalis</i>	Boraginaceae	Echt-Lungenkraut
<i>Rheum palmatum</i>	Polygonaceae	Handlappiger Rharbarber
<i>Rheum rhabarbarum</i>	Polygonaceae	Gemüse-Rharbarber
<i>Rhodiola rosea</i>	Crassulaceae	Rosenwurz
<i>Rhus aromatica</i>	Anacardiaceae	Gewürzsumach
<i>Ricinus communis</i>	Euphorbiaceae	Rizinus
<i>Rosa canina</i>	Rosaceae	Hundsrose
<i>Rosmarinus officinalis</i>	Lamiaceae	Echt-Rosmarin
<i>Rubia sp.</i>	Rubiaceae	Krapp
<i>Rumex sanguineus</i>	Polygonaceae	Hain-Ampfer
<i>Ruscus aculeatus</i>	Asparagaceae	Stech-Mäusedorn
<i>Salix sp.</i>	Salicaceae	Weide
<i>Salvia argentea</i>	Lamiaceae	Silberblatt-Salbei
<i>Salvia glutinosa</i>	Lamiaceae	Kleb-Salbei
<i>Salvia mitiorrhiza</i>	Lamiaceae	Rotwurzelsalbei
<i>Salvia officinalis</i>	Lamiaceae	Echt-Salbei
<i>Salvia sclarea</i>	Lamiaceae	Muskatellersalbei
<i>Sambucus nigra</i>	Sambucaceae	Schwarz-Holunder
<i>Sanguisorba minor</i>	Rosaceae	Klein-Wiesenknopf
<i>Santolina chamaecyparissus</i>	Asteraceae	Graues Heiligenkraut
<i>Saponaria officinalis</i>	Caryophyllaceae	Echt-Seifenkraut
<i>Satureja montana</i>	Lamiaceae	Winter-Bohnenkraut
<i>Schisandra chinensis</i>	Schisandraceae	Chinesisches Spaltkörbchen
<i>Scopolia carniolica</i>	Solanaceae	Krain-Tollkraut
<i>Scorzonera hispanica</i>	Asteraceae	Echt-Schwarzwurzel
<i>Securigera varia</i>	Fabaceae	Gewöhnlich-Buntkronwicke
<i>Sedum acre</i>	Crassulaceae	Scharf-Mauerpfeffer
<i>Solanum pseudocapsicum</i>	Solanaceae	Korallenstrauch
<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae	Kartoffel
<i>Solidago virgaurea</i>	Asteraceae	Echt-Goldrute
<i>Sorbus aucuparia</i>	Rosaceae	Eberesche
<i>Stachys byzantina</i>	Lamiaceae	Wollziest
<i>Symphytum officinalis</i>	Boraginaceae	Beinwell
<i>Tanacetum balsamita</i>	Asteraceae	Balsamkraut
<i>Tanacetum corymbosum</i>	Asteraceae	Strauß-Wucherblume
<i>Tanacetum parthenium</i>	Asteraceae	Mutterkraut
<i>Tanacetum vulgare</i>	Asteraceae	Rainfarn
<i>Teucrium scorodonia</i>	Lamiaceae	Salbei-Gamander
<i>Thymus sp.</i>	Lamiaceae	Thymian
<i>Thymus vulgaris</i>	Lamiaceae	Gewürz-Thymian

<i>Trifolium pratense</i>	Lamiaceae	Wiesen-Klee
<i>Trigonella caerulescens</i>	Fabaceae	Echt-Schabzigerklee
<i>Trigonella foenum-graecum</i>	Fabaceae	Echt-Bockshornklee
<i>Tussilago farfara</i>	Asteraceae	Huflattich
<i>Umbellularia californica</i>	Lauraceae	Kalifornischer Lorbeer
<i>Vaccinium myrtillus</i>	Ericaceae	Heidelbeere
<i>Vaccinium vitis-idaea</i>	Ericaceae	Preiselbeere
<i>Valeriana officinalis</i>	Caprifoliaceae	Arznei-Baldrian
<i>Vanilla planifolia</i>	Orchidaceae	Echte Vanille
<i>Veratrum nigrum</i>	Melanthiaceae	Schwarz-Germer
<i>Verbascum sp.</i>	Scrophulariaceae	Königskerze
<i>Verbena officinalis</i>	Verbenaceae	Echt-Eisenkraut
<i>Vincetoxicum hirundinaria</i>	Apocynaceae	Echt-Schwalbenwurz
<i>Viola sp.</i>	Violaceae	Veilchen
<i>Vitex agnus-castus</i>	Lamiaceae	Mönchspfeffer
<i>Vitis vinifera</i>	Vitaceae	Echt-Weinrebe
<i>Yucca sp.</i>	Asparagaceae	Palmlilie
<i>Zanthoxylum armatum</i>	Rutaceae	Szechuan-Pfeffer
<i>Zingiber officinale</i>	Zingiberaceae	Ingwer

10.2.3 Umgebung des Universitätsgebäudes (UZA)

Die Vegetationsliste der Umgebung des Universitätsgebäudes (UZA) wurde eigenständig erhoben.

Art	Familie	Deutsch
<i>Acer campestre</i>	Sapindaceae	Feld-Ahorn
<i>Acer pseudoplatanus</i>	Sapindaceae	Berg-Ahorn
<i>Ammi visnaga</i>	Apiaceae	Zahnstoecher-Knorpelmöhre
<i>Artemisia sp.</i>	Asteraceae	Beifuß/Wermut/Edelraute
<i>Ballota nigra</i>	Lamiaceae	Gewöhnlich-Schwarznessel
<i>Bellis perennis</i>	Asteraceae	Dauer-Gänseblümchen
<i>Berberis julianae</i>	Berberidaceae	
<i>Bergenia crassifolia</i>	Saxifragaceae	Wickelwurz
<i>Bromus tectorum</i>	Poaceae	Dach-Trespe
<i>Caryopteris</i>	Lamiaceae	Blaubart
<i>Centaurea sp.</i>	Asteraceae	Flockenblume
<i>Chelidonium majus</i>	Papaveraceae	Schöllkraut
<i>Clematis vitalba</i>	Ranunculaceae	Gewöhnlich-Waldrebe
<i>Celtis australis</i>	Cannabaceae	Süd-Zürgelbaum
<i>Colutea arborescens</i>	Fabaceae	Gewöhnlich-Blasenstrauch
<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae	Acker-Winde
<i>Cornus sanguinea</i>	Cornaceae	Rot-Hartriegel
<i>Coronilla sp.</i>	Fabaceae	Kronwicke
<i>Cotinus coggygria</i>	Anacardiaceae	Europa-Perückenstrauch
<i>Cotoneaster salicifolius</i>	Rosaceae	Weiden(blatt)-Steinmispel
<i>Crataegus rhipidophylla</i>	Rosaceae	Krummkelch-Weißdorn
<i>Crepis sp.</i>	Asteraceae	Pippau
<i>Daucus carota</i>	Apiaceae	Möhre
<i>Echium vulgare</i>	Boraginaceae	Gewöhnlich-Natternkopf
<i>Erigeron sp.</i>	Asteraceae	Berufkraut/Feinstrahl
<i>Forsythia sp.</i>	Oleaceae	Forsythie
<i>Fraxinus ornus/americana</i>	Oleaceae	Blumen-Esche/Weiß-Esche
<i>Genista tinctoria</i>	Fabaceae	Färber-Ginster
<i>Hedera helix</i>	Araliaceae	Gewöhnlich-Efeu
<i>Hibiscus syriacus</i>	Malvaceae	Strauchhibiscus
<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae	Mähnen-Gerste

<i>Hypericum perforatum</i>	Hypericaceae	Echt-Johanniskraut
<i>Jasminum fruticans</i>	Oleaceae	
<i>Juniperus sp.</i>	Cupressaceae	Wacholder
<i>Koelreuteria paniculata</i>	Sapindaceae	Blasenbaum
<i>Laburnum anagyroides</i>	Fabaceae	Gewöhnlich-Goldregen
<i>Lactuca serriola</i>	Asteraceae	Kompass-Lattich
<i>Lactuca virosa</i>	Asteraceae	Gift-Lattich
<i>Lathyrus tuberosus</i>	Fabaceae	Knollen-Platterbse
<i>Ligustrum vulgare</i>	Oleaceae	Gewöhnlich-Liguster
<i>Linaria</i>	Antirrhinaceae	Leinkraut
<i>Lonicera sp.</i>	Caprifoliaceae	Heckenkirsche/Geißblatt
<i>Lonicera tatarica</i>	Caprifoliaceae	Tataren-Heckenkirsche
<i>Lonicera xylosteum</i>	Caprifoliaceae	Gewöhnlich-Heckenkirsche
<i>Lysimachia sp.</i>	Myrsinaceae	Gilbweiderich
<i>Mahonia aquifolium</i>	Berberidaceae	Gewöhnlich-Mahonie
<i>Malus sylvestris</i>	Rosaceae	Wild-Apfel
<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae	Wild-Malve
<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae	Echt-Luzerne
<i>Melica ciliata</i>	Poaceae	Wimper-Perlgras
<i>Melilotus indicus</i>	Fabaceae	Kleinblüten-Steinklee
<i>Parthenocissus quinquefolia</i>	Vitaceae	Selbstkletternde Jungfernebe
<i>Philadelphus coronarius</i>	Hydrangeaceae	Pfeifenstrauch
<i>Pinus sp.</i>	Pinaceae	Föhre, Kiefer
<i>Plantago sp.</i>	Plantaginaceae	Wegerich
<i>Poa compressa</i>	Poaceae	Platthalm-Rispe
<i>Prunus domestica</i>	Rosaceae	Pflaume
<i>Prunus padus</i>	Rosaceae	Echt-Traubenkirsche
<i>Prunus spinosa</i>	Rosaceae	Schlehndorn
<i>Pyracantha coccinea</i>	Rosaceae	Europa-Feuerdorn
<i>Rhodotypos scandens</i>	Rosaceae	Schneekerrie
<i>Rosa canina</i>	Rosaceae	Hunds-Rose
<i>Rosa gallica</i>	Rosaceae	Essig-Rose
<i>Rosa spinosissima</i>	Rosaceae	Bibernell-Rose
<i>Rubus corylifolius</i>	Rosaceae	Haselblatt-Brombeere
<i>Rubus sect. Rubus</i>	Rosaceae	Eigentliche Brombeere
<i>Sambucus nigra</i>	Viburnaceae	Schwarz-Holunder
<i>Sisymbrium loeselii</i>	Brassicaceae	Stadt-Rauke
<i>Sonchus sp.</i>	Asteraceae	Gänsedistel
<i>Sophora japonica</i>	Fabaceae	Perlschnurbaum
<i>Sorbus intermedia</i>	Rosaceae	Schweden-Mehlbeere
<i>Staphylea pinnata</i>	Vitaceae	Europa-Pimpernuss
<i>Symphoricarpos orbiculatus</i>	Caprifoliaceae	Korallenbeere
<i>Syringa vulgaris</i>	Oleaceae	Gewöhnlich-Flieder
<i>Tamarix gallica</i>	Tamaricaceae	Französisch-Tamariske
<i>Taraxacum sp.</i>	Asteraceae	Löwenzahn
<i>Trifolium pratense</i>	Fabaceae	Spreiz-Klee
<i>Trifolium repens</i>	Fabaceae	Kriech-Klee
<i>Urtica dioica</i>	Urticaceae	Groß-Brennnessel
<i>Viburnum sp.</i>	Adoxaceae	Schneeball
<i>Viburnum lantana</i>	Adoxaceae	Wolliger Schneeball
<i>Vicia tenuifolia</i>	Fabaceae	Feinblatt-Vogel-Wicke