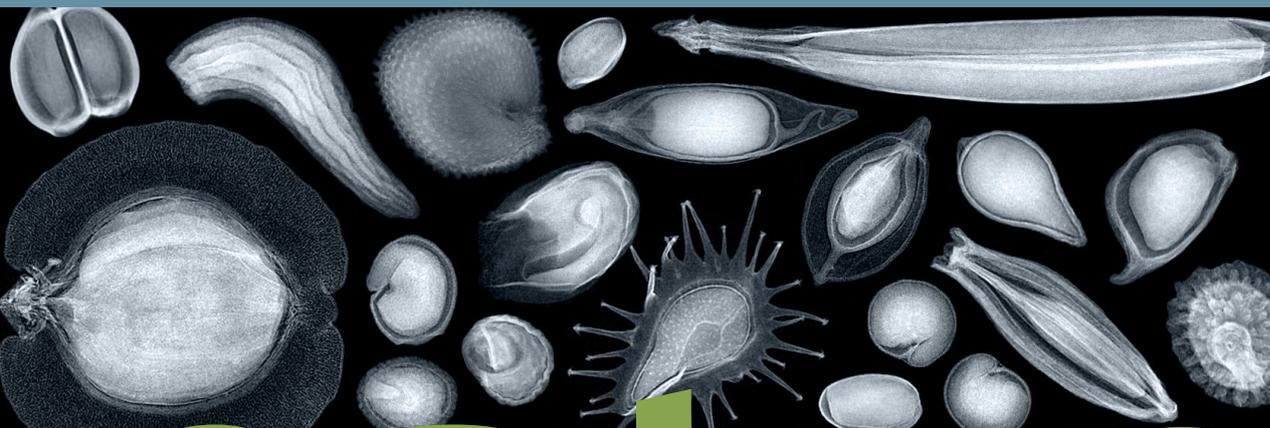




Genbank für Wildpflanzen-Saatgut

Bayern Arche zum Erhalt
der floristischen Artenvielfalt





Genbank für Wildpflanzen-Saatgut

Bayern Arche zum Erhalt
der floristischen Artenvielfalt

Impressum

Genbank für Wildpflanzen-Saatgut – Bayern Arche zum Erhalt der floristischen Artenvielfalt

Herausgeber:

Bayerisches Landesamt für Umwelt (LfU)
Bürgermeister-Ulrich-Straße 160
86179 Augsburg
Tel.: 0821 9071-0
E-Mail: poststelle@lfu.bayern.de
Internet: www.lfu.bayern.de

Bearbeitung:

Martin Leipold, Simone Tausch, Christoph Reisch und Peter Poschlod
Institut für Pflanzenwissenschaften, Universität Regensburg, Universitätsstraße 31, 93053 Regensburg

Redaktion:

LfU, Referat 51: Dr. Andreas Zehm, Ines Langensiepen, Almuth Puschmann, Max Berger

Bildnachweis:

alle Bilder: Martin Leipold (Universität Regensburg)
Titelbild Röntgenaufnahme diverser Wildblumensamen

Druck:

Schmidt & Buchta GmbH & Co. KG, Fliegerweg 7, 95233 Helmbrechts

Januar 2019, 1. Auflage: 1.000

Stand:

Januar 2019

Diese Publikation wird kostenlos im Rahmen der Öffentlichkeitsarbeit der Bayerischen Staatsregierung herausgegeben. Sie darf weder von den Parteien noch von Wahlwerbern oder Wahlhelfern im Zeitraum von fünf Monaten vor einer Wahl zum Zweck der Wahlwerbung verwendet werden. Dies gilt für Landtags-, Bundestags-, Kommunal- und Europawahlen. Missbräuchlich ist während dieser Zeit insbesondere die Verteilung auf Wahlveranstaltungen, an Informationsständen der Parteien sowie das Einlegen, Aufdrucken und Aufkleben parteipolitischer Informationen oder Werbemittel. Untersagt ist gleichfalls die Weitergabe an Dritte zum Zweck der Wahlwerbung. Auch ohne zeitlichen Bezug zu einer bevorstehenden Wahl darf die Publikation nicht in einer Weise verwendet werden, die als Parteinahme der Staatsregierung zugunsten einzelner politischer Gruppen verstanden werden könnte. Den Parteien ist es gestattet, die Publikation zur Unterrichtung ihrer eigenen Mitglieder zu verwenden. Bei publizistischer Verwertung – auch von Teilen – wird um Angabe der Quelle und Übersendung eines Belegexemplars gebeten.

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte sind vorbehalten. Die Broschüre wird kostenlos abgegeben, jede entgeltliche Weitergabe ist untersagt. Diese Broschüre wurde mit großer Sorgfalt zusammengestellt. Eine Gewähr für die Richtigkeit und Vollständigkeit kann dennoch nicht übernommen werden. Für die Inhalte fremder Internetangebote sind wir nicht verantwortlich.



BAYERN | DIREKT ist Ihr direkter Draht zur Bayerischen Staatsregierung. Unter Tel. 089 122220 oder per E-Mail unter direkt@bayern.de erhalten Sie Informationsmaterial und Broschüren, Auskunft zu aktuellen Themen und Internetquellen sowie Hinweise zu Behörden, zuständigen Stellen und Ansprechpartnern bei der Bayerischen Staatsregierung.

Inhaltsverzeichnis

1	Zusammenfassung	5
2	Gefährdung und Schutz der Pflanzenvielfalt	6
2.1	Rückgang der Artenvielfalt	6
2.2	Strategien zum Erhalt der Pflanzenvielfalt	7
2.3	Genbank Bayern Arche als bayerische Ex-situ-Schutzmaßnahme	8
3	Aufbau der Genbank Bayern Arche	9
3.1	Ziele	9
3.2	Räumliche und technische Ausstattung	10
4	Arbeitsabläufe in der Genbank Bayern Arche	12
4.1	Samen-Aufsammlungen	12
4.1.1	Planung der Aufsammlungen	12
4.1.2	Auswahl der Populationen	12
4.1.3	Zusammenarbeit mit Behörden und Experten	15
4.1.4	Durchführung der Aufsammlungen	15
4.2	Aufreinigung des Saatguts, Samenzählung und Eintüten	18
4.3	Untersuchung der Samenqualität und der Lebensfähigkeit	21
4.3.1	Keimfähigkeitstest	22
4.3.2	Tetrazolium-Test	23
4.3.3	Röntgenuntersuchung	23
4.4	Samentrocknung, Verpackung und Einlagerung	24
4.5	Datenmanagement und Datenbank	26
5	Eingelagerte Arten und Aufzucht im botanischen Garten	26
6	Wissenschaftliche Begleituntersuchungen	27
6.1	Keimungsökologische Untersuchungen	27
6.1.1	Keimung und Dormanz	28
6.1.2	Ökologische Zusammenhänge	29
6.1.3	Durchführung der Keimungsexperimente	30
6.1.4	Ergebnisse der keimungsökologischen Untersuchungen	32
6.2	Vergleichende Röntgenuntersuchungen	44
6.3	Alterung und Langlebigkeit von Samen	46

6.4	Sammelumfang	47
6.5	Zeitliche Erfassung der Arbeitsschritte	48
7	Die Rolle einer Genbank im Naturschutz	49
7.1	Ex-situ-Arterhaltung als wichtiges Instrument der GSPC	49
7.1.1	Einsatzbereiche von Ex-situ-Maßnahmen	52
7.1.2	Einsatzmöglichkeiten und Kosten des Ex-situ-Naturschutzes	52
7.1.3	Kosten-Nutzen Bewertung	54
7.1.4	Für Genbanken geeignete/ungeeignete Arten	56
7.2	Empfehlungen für die langfristige Sicherung der floristischen Artenvielfalt in Bayern	57
8	Veröffentlichungen zur vertieften Information	57
9	Literaturverzeichnis	58

Abkürzungsverzeichnis

AFLP	Amplified Fragment Length Polymorphism
BNatSchG	Bundesnaturschutzgesetz
CBD	Convention on Biological Diversity
GPS	Globales Positionsbestimmungssystem
GSPC	Global Strategy for Plant Conservation
GUID	Global eindeutige Zahl
ISSR	Inter-Simple Sequence Repeat
LfU	Bayerisches Landesamt für Umwelt
RAPD	Random Amplified Polymorphic DNA
RFLP	Restriction Fragment Length Polymorphism
RH	Relative Luftfeuchte
ROS	Reaktive Sauerstoffspezies
SNP	Single-Nucleotide Polymorphism
VAG	Viability Adjusted Germination (Anzahl der gekeimten Samen / Anzahl an lebensfähigen Samen * 100)

1 Zusammenfassung

Der Verlust biologischer Vielfalt ist unverändert hoch. Um dem entgegen zu wirken, werden seit über 20 Jahren internationale Übereinkommen zum Schutz der Artenvielfalt beschlossen und ratifiziert (Rio 1993, Nagoya 2010, GSPC). Zwar sind die Vertragsstaaten, darunter auch Deutschland, völkerrechtlich zur Umsetzung verpflichtet, einen Zwang zur Umsetzung gibt es aber nicht. Dementsprechend haben viele Unterzeichner bis heute keine nationale Biodiversitätsstrategie ausgearbeitet, und selbst in Ländern wie Deutschland, die eine solche vorweisen, wird diese nicht vollständig umgesetzt.

Ein Teil der Biodiversitätsstrategie ist der Erhalt von genetischen Ressourcen. Zu diesem Zweck wurde in Bayern 2009 mit dem Projekt Genbank Bayern Arche die deutschlandweit erste Genbank geschaffen, die sich ausschließlich mit seltenen und gefährdeten Pflanzen befasst.

Im Rahmen der Laufzeit von Ende 2009 bis Mitte 2015 konnten 32 % der in Bayern gefährdeten Pflanzenarten, davon 54 % der vom Aussterben bedrohten und 43 % der stark gefährdeten Arten, eingelagert und wertvolle Informationen zur Ökologie der Pflanzen gewonnen werden.

Insgesamt lassen sich die Voraussetzungen für eine fachgerechte Ex-situ-Erhaltung in einer Genbank zusammenfassen. Notwendig sind:

- geschultes, technisch-wissenschaftliches Personal für den Betrieb und die Begleitforschung
- eine Auswahl der Zielarten, welche über genetisch repräsentative Populationen erhalten werden sollen – in Abstimmung mit den Naturschutzbehörden (Kapitel 4.1)
- eine ausreichende, repräsentative Besammlung, ohne das Fortbestehen einer Population zu gefährden (Kapitel 4.1.4). Dabei hat die Erfahrung gezeigt, dass beauftragte Sammler die Komplexität einer Besammlung, mit mehrmaligem Aufsuchen der Population, Wiederfinden der Pflanzenindividuen zur Samenreife und Bestimmung des optimalen Reifezeitpunkts unterschätzen.
- eine detaillierte Dokumentation und Verortung der Populationen, welche ein rasches Wiederfinden für Sammlungen, Stützungen oder Prüfungen der Autochthonie des Saatguts erlauben
- eine gute räumliche und technische Ausstattung. Diese umfasst Räumlichkeiten und Material für Samenaufreinigung und -zählung, sowie Trocken- und Kühltechnik zur dauerhaften Konservierung des Saatguts und Geräte zur Durchführung der Qualitätskontrolle und Keimungstests (siehe Kapitel 3.2). Neben dem festen Inventar sind Verbrauchsmaterialien (Keimschalen, Alubeutel, Etiketten, Chemikalien) einzubeziehen.
- eine direkte Verbindung zu einem botanischen Garten, für die Regeneration von Saatgut und die Kultur von Pflanzen für eine Ausbringung
- ein Verfahrensprotokoll, welches alle Arbeitsschritte einer Akzession von Planung der Sammlung bis hin zur Einlagerung in Gefrierschränken und Regeneration des Saatguts regelt (siehe Kapitel 4)
- eine routinemäßige Qualitäts- und Keimungskontrolle (siehe Kapitel 4.3), um den Zustand der Akzessionen bewerten und Rückschlüsse auf den tatsächlichen Umfang der eingelagerten Probe zu ermöglichen
- begleitende wissenschaftliche Untersuchungen, die wesentlich zur Verbesserung der Verfahren und des Wissens über die Ökologie der Pflanzen sowie der Umsetzung des Naturschutzes beitragen (siehe Kapitel 6).

Ohne Kontinuität ist jede fachgerechte Ex-situ-Erhaltung wertlos. Eine Genbank kann kein Projekt auf Zeit sein, denn ihr Nutzen hängt von der Aufrechterhaltung der Funktionalität ab. Diese ist nur gewährleistet, wenn durch regelmäßige Kontrollen die Lebensfähigkeit des Saatguts überprüft wird, Regeneration, Neu- und Wiederbesammlung stattfinden können, und die Möglichkeit zur Beratung und Saatgutabgabe für Wiederansiedlungsmaßnahmen besteht.

2 Gefährdung und Schutz der Pflanzenvielfalt

Die weltweite Bedrohung von Arten und ganzen Ökosystemen war niemals so groß wie heute. Obwohl die biologischen Ressourcen der Erde für den Menschen Grundlage jeglicher Existenz sind, ist das Handeln des Menschen direkt und indirekt für den Artenrückgang verantwortlich. Der immense Wert biologischer Vielfalt für heutige und zukünftige Generationen ist bereits seit Jahrzehnten bekannt (CITES 1973). Seit 1992 wurden mit der „Konvention über die biologische Vielfalt“ (CBD 1992) sogar die rechtlichen und politischen Instrumentarien für deren Erhalt der Vielfalt geschaffen, doch seitdem mangelt es weitgehend an der Umsetzung. Beispielsweise befinden sich in Deutschland laut Bundesamt für Naturschutz (BFN 2014) nur etwa ein Viertel der in Europa geschützten Arten beziehungsweise deren Populationen und Lebensräume in einem günstigen Zustand.

2.1 Rückgang der Artenvielfalt

Der Artenreichtum der Erde entwickelte sich in über 3,5 Milliarden Jahren Evolutionsgeschichte und wurde geformt durch geomorphologische Prozesse, klimatische Veränderungen, singuläre und/oder katastrophale Ereignisse und populationsdynamische Prozesse (RAVEN et al. 2000; SCHULZE et al. 2002). Mindestens seit der Sesshaftwerdung des Menschen in Europa vor zirka 9.000 Jahren greift dieser verändernd in die ihn umgebende Natur ein. Doch erst mit Beginn der industriellen Revolution beschleunigten sich die Veränderungen der Landschaft drastisch und nahmen immer größere räumliche Ausmaße an, resultierend in einem neuartigen Artensterben seit Mitte des 19. Jahrhunderts (POSCHLOD 2015). Dabei bestimmen sowohl der Zeitgeist als auch ökonomische und soziokulturelle Aspekte die Entwicklung und die Quantität der Arten- und Habitatvielfalt.

Während Tiere und Pflanzen in der Kulturlandschaft Mitteleuropas noch vor hundert Jahren aufgrund der verschiedenartigen (extensiven) Landnutzungsformen in diversen meist kleinräumigen Habitaten einen Lebensraum fanden, hat sich seither die Situation stark gewandelt (POSCHLOD 2014, 2015). Die Rote Liste der in Deutschland vorkommenden Biotoptypen von 2006 stuft über zwei Drittel (72,5 %) der insgesamt 690 Biotoptypen und damit Teile ihres Arteninventars als gefährdet ein (RIECKEN et al. 2006). Als Hauptursachen für den Rückgang der heimischen Tier- und Pflanzenarten lassen sich zusammenfassen (BFN 2015b; STMUGV 2008):

- Direkte Zerstörung, Fragmentierung und Versiegelung der Landschaft (Straßen-, Siedlungsbau) und damit Einschränkung des Lebensraumes
- Änderungen der landwirtschaftlichen Nutzung und Aufgabe zahlreicher landwirtschaftlicher Nutzungsformen zugunsten intensiver Landwirtschaft mit starkem Dünge- und Spritzmitteleinsatz, Übernutzung und Monokultur
- Änderung der forstwirtschaftlichen Nutzung, Aufgabe der Waldweide, nicht standortgerechte Baumarten, Verhinderung von Totholz; stattdessen Monokulturen und hochtechnisierte Ernteverfahren
- Gewässerregulierung durch den Wasserbau. Verhindern einer natürlichen Gewässerdynamik durch Flussbegradigungen, Wasserstands-Regulierungen und Verbauung
- Eingriffe in den Wasserhaushalt, Schad- und Nährstoffeinträge

Zu diesen direkten Eingriffen des Menschen in Natur und Landschaft kommen zunehmend die Folgen des anthropogen verursachten Klimawandels hinzu, dessen Auswirkungen noch schwer abschätzbar sind. Insbesondere Pflanzenarten mit begrenzten Arealen oder mit speziellen Ansprüchen, denen alternative Wuchsorte fehlen oder für die Umweltveränderungen zu schnell für eine Anpassung oder Arealverschiebung vonstattengehen, werden von der Klimaerwärmung am stärksten bedroht sein. Hierzu zählen Pflanzen alpiner, hochgelegener Wuchsorte, welche bei steigenden Temperaturen nicht in höhere Lagen ausweichen können (LFU 2008; PAULI et al. 1996). Die immer stärker fragmentierte

Landschaft und die wenigen verbliebenen Ausbreitungsmöglichkeiten (BONN & POSCHLOD 1998) erschweren zusätzlich eine klimabedingte Migration von Pflanzen. Auch die für eine Stabilisierung des Klimas bedeutsamen CO₂-Speicher Moore sind von klimabedingten, negativen Veränderungen betroffen (HAWKINS et al. 2008). Steigende Temperaturen und längere Trockenperioden senken den Moorwasserspiegel und ermöglichen es Gehölzen einzuwandern. Verstärkt durch atmosphärischen Stickstoffeintrag führt dies zu einem erhöhten Konkurrenzdruck auf konkurrenzschwache Moorarten (WALENTOWSKI et al. 2008). Zusätzlich können veränderte klimatische Bedingungen die landwirtschaftlich nutzbare Fläche reduzieren und damit zu einer Verschärfung der Konkurrenz zwischen agrarwirtschaftlichen Nutzflächen und Naturschutzflächen führen (BOYE & KLINGENSTEIN 2006).

Als Folge des menschlichen Handelns gilt derzeit weltweit jede fünfte Pflanzenart als vom Aussterben bedroht (zirka 80.000 Arten, BGCI 2015). Sind solche globalen Einschätzungen aufgrund ihrer aufwändigen Erfassung nur schwer zu treffen, gibt es für den europäischen Raum gesichrtere Zahlen aus den Roten Listen gefährdeter Farn- und Blütenpflanzen. Daraus geht hervor, dass allein in Zentraleuropa zwischen 24–45 % der Pflanzen gefährdet sind (BfN 2015b), in Deutschland rund 40 %. 4 % davon gelten als verschollen oder ausgestorben (LUDWIG & SCHNITTLER 1996). Eine Rote Liste aus dem Jahr 2003 zeigt für den Freistaat Bayern, dass auch hier 42 % der heimischen Pflanzen mindestens in der Kategorie gefährdet eingestuft werden müssen (SCHEUERER & AHLMER 2003; Abb. 1).

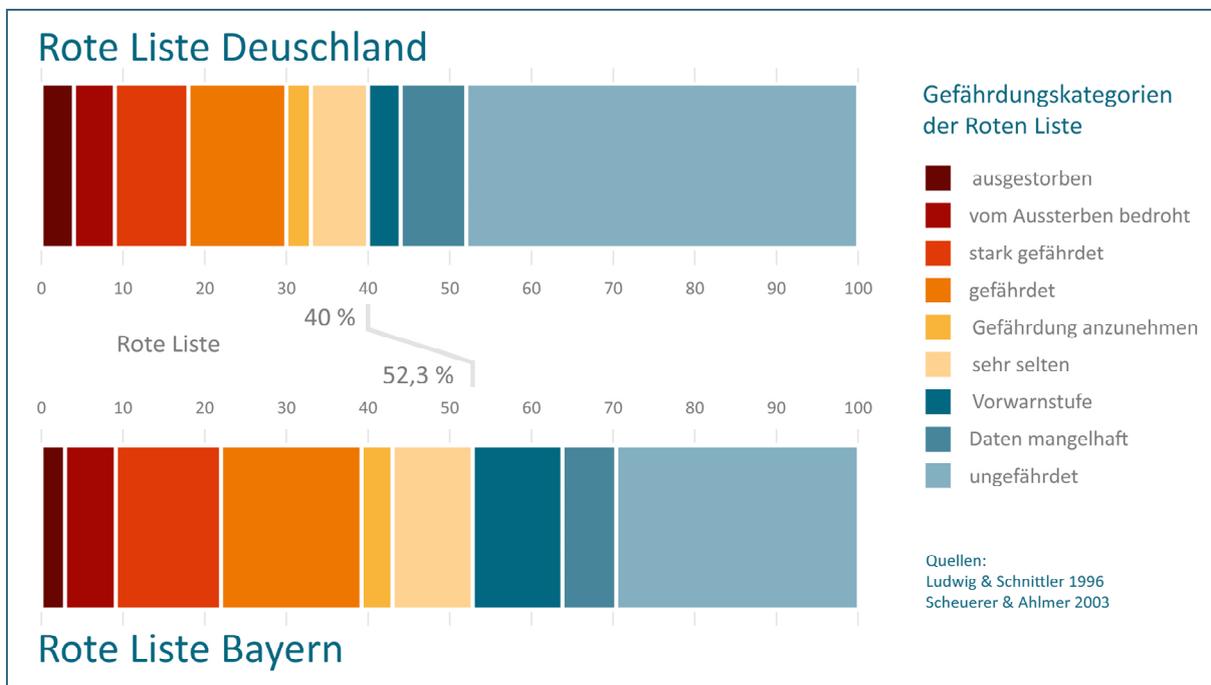


Abb. 1: Gefährdung der Pflanzenarten in Deutschland und Bayern. Anteil [%] der Arten in den unterschiedlichen Gefährdungskategorien.

2.2 Strategien zum Erhalt der Pflanzenvielfalt

Da heutzutage wirtschaftliche und politische Interessen oft mit naturverträglichen Ansätzen kollidieren, ist der dramatische Rückgang der Artenvielfalt eine der größten Herausforderungen der Gegenwart (BfN 2014, 2015a; HAMPICKE 2013; LFU 2015).

Das Übereinkommen über die biologische Vielfalt (CBD 1992; GLOWKA et al. 1994) wurde 1992 auf dem „Weltgipfel“ der Vereinten Nationen in Rio de Janeiro von 159 Regierungen unterzeichnet. Es war bis dato das erste globale Übereinkommen für den Schutz und die nachhaltige Nutzung der biolo-

gischen Diversität, sowie den fairen und gerechten Ausgleich von Vorteilen aus der Nutzung genetischer Ressourcen. Durch die folgende Ratifizierung erkennen inzwischen 195 Staaten und die Europäische Union den Erhalt der biologischen Diversität als „gemeinsames Interesse der Menschheit“ an. Dabei wurde in Artikel 9 bereits verlangt, Ex-situ-Einrichtungen zu schaffen um die Biodiversität auch außerhalb von natürlichen Lebensräumen zu schützen (siehe Kasten unten).

Die Biodiversitäts-Konvention (CBD) benennt keine zwingenden Ziele und Verpflichtungen, die Mitgliedsstaaten sind frei in der Umsetzung und Entwicklung eigener Strategien. Deutschland verabschiedete im Jahr 2007 die „Nationale Strategie zur biologischen Vielfalt“ mit rund 330 Zielen und 430 Maßnahmen (BMU 2007). Bayern folgte im Jahr 2008 mit dem Beschluss der Bayerischen Biodiversitätsstrategie (STMUGV 2008). Die vier zentralen Ziele des bayerischen Konzepts zur Umsetzung des Übereinkommens zur Biologischen Vielfalt von 1993 beinhalten die Arten- und Sortenvielfalt zu sichern, die Vielfalt der Lebensräume zu erhalten, Barrieren durchlässiger zu machen und Umweltwissen zu vertiefen. Die aus der CBD erwachsene Globale Strategie zum Schutz der Pflanzen (Global Strategy for Plant Conservation = GSPC) sieht in Ziel 8 vor, dass 75 % aller gefährdeten Wildpflanzensorten in Ex-situ-Sammlungen erhalten werden sollen und dass mindestens 20 % davon für Wiederherstellungsprogramme zur Verfügung stehen müssen (Kapitel 7.1). Auch die Nationale Strategie Deutschlands zur biologischen Vielfalt sah vor, bis 2010 den Verlust der genetischen Vielfalt aufzuhalten und die natürliche genetische Vielfalt wildlebender Populationen langfristig (auch in Genbanken) zu sichern (BMU 2007).

Auszug aus der Konvention über die biologische Vielfalt (CBD) von 1992, die den Ex-situ-Schutz von Pflanzen betrifft

Artikel 9. Ex-situ-Erhaltung

Jede Vertragspartei wird, soweit möglich und sofern angebracht, in erster Linie zur Ergänzung der In-situ-Maßnahmen

- a) Maßnahmen zur Ex-situ-Erhaltung der Bestandteile der biologischen Vielfalt, vorzugsweise im Ursprungsland dieser Bestandteile, ergreifen;
- b) Einrichtungen für die Ex-situ-Erhaltung und die Forschung in Bezug auf Pflanzen, Tiere und Mikroorganismen, vorzugsweise im Ursprungsland der genetischen Ressourcen, schaffen und unterhalten;
- c) Maßnahmen zur Regenerierung und Förderung gefährdeter Arten sowie zu ihrer Wiedereinführung in ihren natürlichen Lebensraum unter geeigneten Bedingungen ergreifen;
- d) die Entnahme biologischer Ressourcen aus ihrem natürlichen Lebensraum für Zwecke der Ex-situ-Erhaltung so regeln und beaufsichtigen, dass Ökosysteme und In-situ-Populationen von Arten nicht gefährdet werden, es sei denn, dass besondere vorübergehende Ex-situ-Maßnahmen nach Buchstabe c notwendig sind;
- e) bei der Bereitstellung finanzieller und sonstiger Unterstützung für die unter den Buchstaben a bis d vorgesehene Ex-situ-Erhaltung sowie bei der Schaffung und Unterhaltung von Einrichtungen für die Ex-situ-Erhaltung in Entwicklungsländern zusammenarbeiten.

2.3 Genbank Bayern Arche als bayerische Ex-situ-Schutzmaßnahme

Als kostengünstigste und effizienteste Ex-situ-Methode hat sich die Einlagerung von Saatgut in Genbanken bewährt (GUERRANT et al. 2004b; LI & PRITCHARD 2009). In Genbanken werden lebensfähige Pflanzensamen getrocknet in tiefgefrorenem Zustand dauerhaft konserviert. Indem so möglichst viele Pflanzenarten auf engstem Raum eingelagert werden, kann eine große genetische Variationsvielfalt der Arten gesichert werden.

Von 2009 bis 2015 wurde vom Bayerischen Staatsministerium für Umwelt und Verbraucherschutz das "Projekt zum Aufbau einer Genbank für seltene und gefährdete Wildpflanzenarten Bayerns und solche, für die Bayern aufgrund seiner naturräumlichen Ausstattung innerhalb Deutschlands besondere Verantwortung trägt" finanziert.

Gemeinsam mit dem vom Landesamt für Umwelt (LFU) und den Botanischen Gärten durchgeführten Galionsartenprojekt stellt die Genbank Bayern Arche einen Baustein der Bayerischen Biodiversitätsstrategie (StMUGV 2008) zur Umsetzung des Ziels 8 der Globalen Strategie zum Schutz der Pflanzen dar. Neben der Aufsammlung und Sicherung des Saatguts wurden im Projekt umfangreiche wissenschaftliche Begleituntersuchungen zur Qualität, Keimungsökologie und Lagerfähigkeit von Pflanzensamen durchgeführt. Damit konnte ein wichtiger Beitrag geleistet werden, eine rasche und hochwertige Wiederansiedlung erloschener Populationen zu ermöglichen.

3 Aufbau der Genbank Bayern Arche

In Abstimmung mit dem Staatsministerium für Umwelt und Verbraucherschutz (StMUV 2014) und dem Bayerischen Landesamt für Umwelt (LFU) wurden die zentralen Aufgaben und Zielmarken der Genbank Bayern Arche festgelegt. Das Projekt startete im Oktober 2009 an der Universität Regensburg. Zu den Hauptaufgaben der auf Arten- beziehungsweise Naturschutz fokussierten Genbank Bayern Arche gehörten:

- die Aufsammlung, Aufbereitung und Einlagerung von Pflanzensamen seltener und gefährdeter Wildpflanzen Bayerns und solcher mit besonderer Verantwortung Bayerns innerhalb Deutschlands
- Saatgut für Wiederansiedelungen oder Stützungsmaßnahmen bereitzustellen
- die Samen-Entnahmen zu dokumentieren und in einer Online-Datenbank abrufbar zu machen
- wissenschaftliche Begleituntersuchungen durchzuführen (vor allem zu Keimungsökologie, Dormanzverhalten, Lebensfähigkeit, Langlebigkeit und Samenalterung, Samenqualität, Samenmorphologie, Diversitätsforschung)
- Veranstaltungen zu Verfahrensweisen durchzuführen und Treffen mit Akteuren im Naturschutz zu organisieren
- Öffentlichkeitsarbeit, um das Bewusstsein für die Rolle der Ex-situ- Naturschutz zu schaffen und die Bedeutung gefährdeter Arten und ihrer Ökologie, die Abhängigkeit der menschlichen Gesellschaft von pflanzlichen Ressourcen und deren ökologischer Zusammenhänge zu erklären.

3.1 Ziele

Die Arten für die Ex-situ-Einlagerung wurden anhand des Gefährdungsgrades und der arealgeographischen Einzigartigkeit unter Verwendung nationaler oder regionaler Roter Listen gefährdeter Pflanzenarten priorisiert. Dabei wurden als Zielmarken für das Projekt Genbank Bayern Arche die Besammlung festgelegt für:

- a) 344 Sippen der prioritären Liste Bayerns (WOSCHÉE 2009)
- b) 132 Sippen des Alpenraums
- c) Zusätzlich sollte aus Erhaltungskulturen gewonnenes Saatgut eingelagert werden

Im Verlauf des Projekts wurde die Anzahl der Sippen des Alpenraums um 107 zusätzliche Sippen auf gesamt 239 Zielpflanzen erhöht und die Zielarten um regional schützenswerte Sippen erweitert. Sippen, welche keine oder keine orthodoxen Samen produzieren (siehe Kapitel 4.4), wurden nicht weiter berücksichtigt.

3.2 Räumliche und technische Ausstattung

Die Genbank Bayern Arche konnte für die räumliche und technische Ausstattung auf die bereits bestehende Infrastruktur des Lehrstuhls Ökologie und Naturschutzbiologie am Institut für Pflanzenwissenschaften der Universität Regensburg zurückgreifen und diese aus projekteigenen Mitteln vor allem um Mess-, Verpackungs- und Lagertechnik erweitern (Tab. 1).

Tab. 1: Räumliche und technische Ausstattung der Genbank Bayern Arche.

Räumlichkeit und Zweck	Ausstattung und Bedingungen
Trockenraum für Samentrocknung	<ul style="list-style-type: none"> • bis 2014 Bedingungen: 20°C und 35 % eRH • seit 2015 Bedingungen: 18° und 15 % eRH • Ausgestattet mit Hygrometer (Rotronic: Hygropalm-AW1 und AW-DIO), Vakuumkammergerät (Kopp: TopVac), Waage
Kühlraum für Kurzzeitlagerung von Saatgut	<ul style="list-style-type: none"> • Temperatur 5°C
Labor für <ul style="list-style-type: none"> • Samenaufreinigung und -weiterverarbeitung • Lebensfähigkeits- und Keimungsuntersuchung • Alterungsversuche 	<ul style="list-style-type: none"> • Chemikalien für Desinfektion, Keimung, Lebensfähigkeit, genetische Untersuchungen • Instrumente und Zubehör für Samenkeimung (Petrischalen, Filterpapier, Spritzflaschen) • Samenzählgerät (Pfeuffer: Contador) • Instrumente und Zubehör für Samenaufreinigung (Retsch: Siebe; Präparierbesteck) • Mikroskope und Kamera für Samenphotografie (Zeiss: Stemi SV11 und AxioCam HRC) • Stereomikroskope • Exsikkatoren
Genetik-Labor für genetische Untersuchungen	<ul style="list-style-type: none"> • Maschinen (Cycler, Speed-Vac) • Chemikalien
Sequenziererraum	<ul style="list-style-type: none"> • Sequenzier-Gerät (Beckmann Coulter: CEQ 8000)
PC-Arbeitsplätze für Planung, Datenverwaltung und -management	<ul style="list-style-type: none"> • Rechner (Dell) • Software (FinView, ArcGis, ArcPad)
Klimaschränke-Raum zur Samenkeimung	<ul style="list-style-type: none"> • 8 Licht-Thermostate (Rumed: Typ 1301) zur Erprobung unterschiedlicher Temperatur-Regime
Röntgen-Raum für die Qualitäts- und Lebensfähigkeitsprüfung	<ul style="list-style-type: none"> • Röntgengerät (Faxitron: MX-20)
Gefrierschränke-Raum zur Saatguteinlagerung	<ul style="list-style-type: none"> • handelsübliche Gefrierschränke (Siemens), Bedingungen: -18°C
Dunkelraum für Auszählung Dunkelkeimung	<ul style="list-style-type: none"> • Grünlicht-Laser, Dunkelboxen

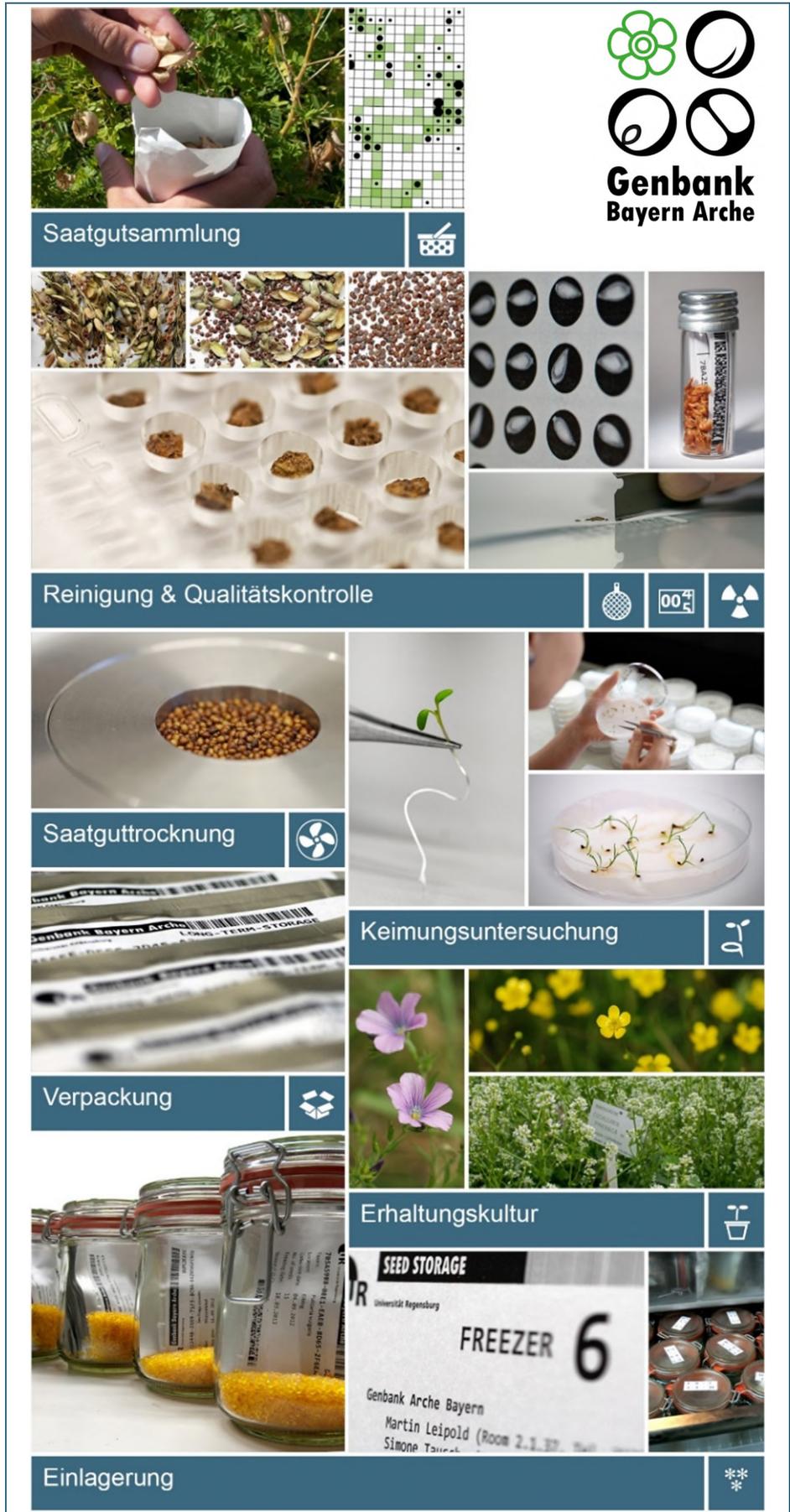


Abb. 2: Ablauf der Arbeiten in der Genbank Bayern Arche von der Freiland-Beerntung bis zur Einlagerung.

4 Arbeitsabläufe in der Genbank Bayern Arche

Genbanken für Wildpflanzen profitieren von der langjährigen Erfahrung und Expertise der Genbanken für Kulturpflanzen, welche aufgrund ihrer Geschichte und der durchgängigen finanziellen Förderung im Forschungsbereich Saatgut federführend sind. Für Wildpflanzen adaptierte Protokolle zur korrekten Vorgehensweise bei der Samenaufsammlung und zu Arbeitsabläufen sind in einigen Handbüchern festgehalten (KEW 2008, 2009a, 2009b). Da sich die Arbeitsabläufe und Arbeitstechniken innerhalb der Genbank Bayern Arche weitgehend an diesen internationalen Standards orientieren, werden die Arbeitsschritte im Folgenden nur kurz dargestellt und dabei auf Besonderheiten innerhalb der Genbank Bayern Arche eingegangen (Abb. 2).

4.1 Samen-Aufsammlungen

4.1.1 Planung der Aufsammlungen

Der Erfolg einer Samenaufsammlung wird stark von der Qualität der vorliegenden Wuchsortinformationen und einer sorgfältigen Planung der Sammelreise bestimmt.

Wichtig ist unter anderem:

- eine eindeutige Identifikation sicher zu stellen,
- den idealen Sammelzeitpunkt abschätzen zu können,
- die Lokalisierung und Überprüfung der Zugänglichkeit der Wuchsorte,
- die Korrespondenz mit Behörden (Beschaffung von Sammel- und Begehungsgenehmigungen),
- die Auswahl geeigneter Populationen und
- die personelle Unterstützung bei der Aufsammlung.

4.1.2 Auswahl der Populationen

Hinsichtlich der optimalen Anzahl an zu besammelnden Populationen pro Pflanzenart gibt es in der Literatur unterschiedliche Zielsetzungen. Tritt eine Sippe im Untersuchungsgebiet mit mehr als fünf Populationen auf, soll eine Auswahl genetisch repräsentativer Populationen für die Einlagerung getroffen werden (FARNSWORTH et al. 2006). GUERRANT et al. (2004a) empfehlen bei weniger als 50 Populationen soweit möglich eine komplette Besammlung aller Populationen. Auch die Gesamtgröße des Untersuchungsgebiets und die Anzahl an darin auftretenden Naturräume prägen die genetische Ausstattung der Zielsippen und damit den nötigen Besammlungsumfang. Letztendlich haben aber vor allem begrenzte räumliche Kapazitäten und Reisemittel entscheidenden Einfluss auf Auswahl und Umfang der Besammlung von Populationen.

Bei der Auswahl der Zielpopulationen sollen Faktoren wie akute bevorstehende Gefährdungen, Ökologie, Geologie und Klima der Wuchsorte, sowie Samenproduktion der Populationen berücksichtigt werden. Entscheidungsmatrizen können helfen, die geeigneten Populationen zu identifizieren (siehe Abb. 3, orientiert an FARNSWORTH et al. 2006).

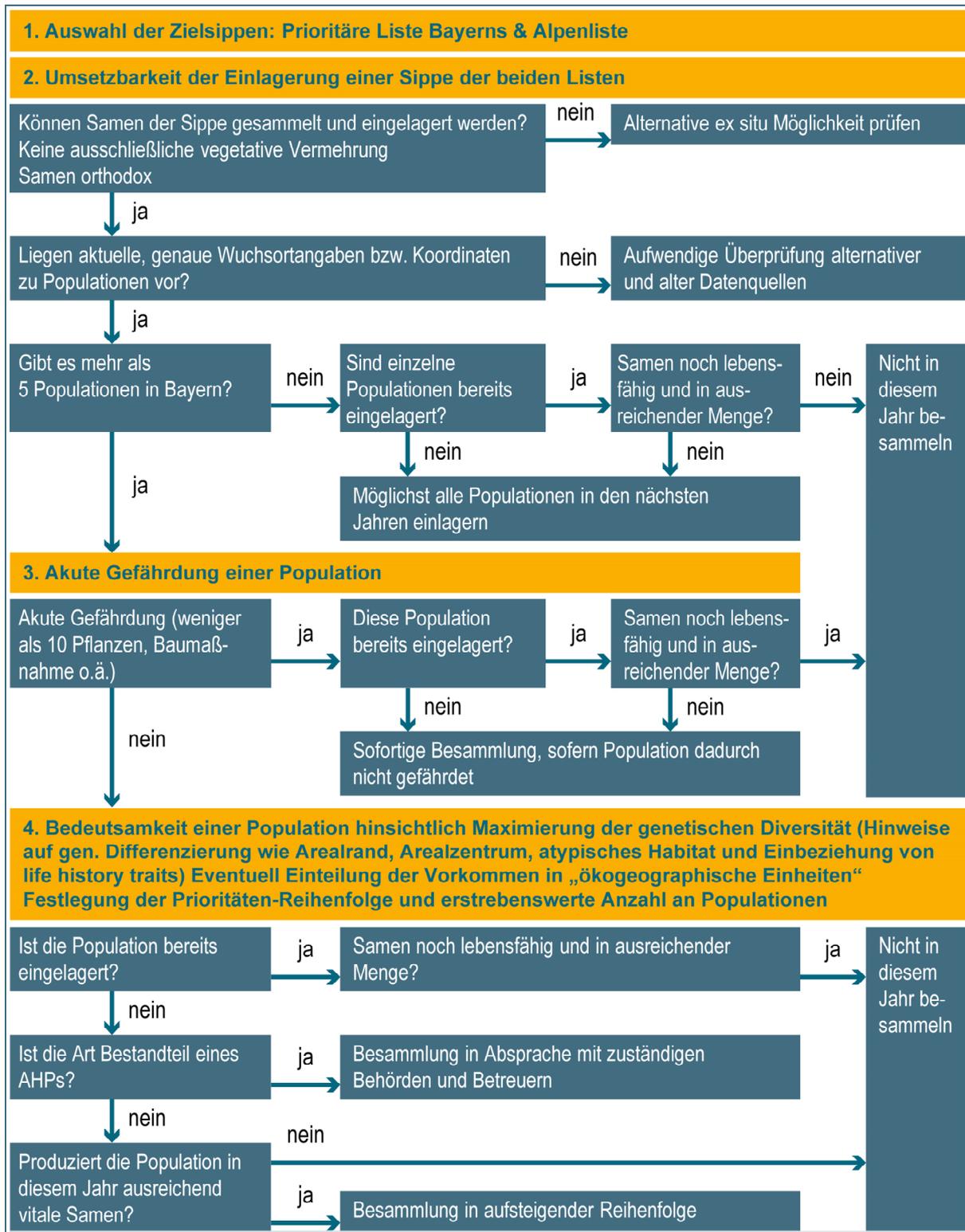


Abb. 3: Entscheidungsmatrix zur Auswahl der in die Genbank Bayern Arche einzulagernden Sippen und Populationen.

Obwohl für die Genbank Bayern Arche keine konkrete Zielvorgabe über die Anzahl an zu besammelnden Populationen bestand, wurde angestrebt, eine möglichst große genetische Variabilität der festgelegten Zielarten (Festlegung der Zielarten siehe Kapitel 3.1) zu erfassen und mehrere Populationen unterschiedlicher Naturräume und Lebensräume Bayerns zu sichern. Für ausgewählte Sippen wie Busch-Nelke (*Dianthus seguieri*), Zwergbirke (*Betula nana*), Bayerisches Löffelkraut (*Cochlearia*

bavarica; Abb. 4) und Kleine Spatzenzunge (*Thymelaea passerina*), welche bereits in Artenhilfsprojekten oder ähnlichen Erhaltungsprojekten eingebunden waren, wurde in Zusammenarbeit mit den jeweiligen Projektbetreuern versucht, eine Besammlung aller bayerischen Wuchsorte durchzuführen.

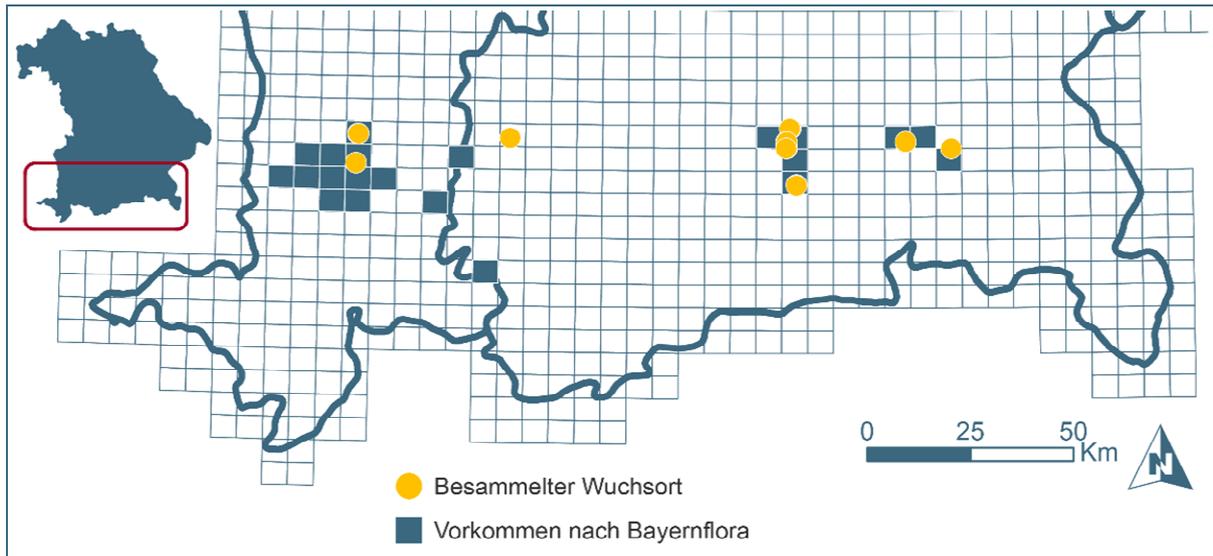


Abb. 4: Verbreitung des Bayerischen Löffelkrauts (*Cochlearia bavarica*) in Südbayern mit Markierung der besammelten Fundpunkte.

Die theoretische Vorgehensweise anhand der Entscheidungsmatrix wurde in der Praxis aus mehreren Gründen vereinfacht oder gekürzt. Zwar konnten die Mitarbeitenden der Genbank Bayern Arche zur Umsetzung der Populationsauswahl auf die Fundpunktdaten der bayerischen Artenschutzkartierung (ASK) zurückgreifen, von vielen Sippen waren jedoch nur eine bis wenige verwendbare Koordinaten von Fundpunkten verfügbar. Diese wurden nach Möglichkeit alle aufgesucht und besammelt. Zudem stellte sich rasch heraus, dass die Qualität der Fundpunktangaben sehr heterogen war. Aus diesem Grund wurden im Verlauf der Arbeiten hauptsächlich aktuelle Einträge ab 2008 mit per GPS-Gerät ermittelten Koordinaten zur Populationsauswahl herangezogen. Auch ein mehrjähriges Monitoring von Populationen, insbesondere hinsichtlich der Häufigkeit der Blüte, des Fruchtansatzes beziehungsweise der Samenproduktion war aus zeitlichen und personellen Gründen nicht durchführbar, weshalb die meisten aufgesuchten Populationen unabhängig von diesen Faktoren bei einem ausreichenden Fruchtansatz besammelt wurden.

Zusätzlich zu den internen Sammlungsaktivitäten wurden bestimmte Sippen oder Populationen auf Wunsch von Behörden wie der Höheren Naturschutzbehörden von Mittelfranken, Niederbayern und Oberbayern oder anderen Projekten eingelagert.

Planung der Sammelreisen

Um eine sichere Artidentifikation und eine Besammlung zum Zeitpunkt der optimalen Samenreife zu gewährleisten, müssen vor allem bei seltenen und gefährdeten Pflanzenarten die meisten Populationen mehrfach aufgesucht werden, wodurch ein erheblicher zeitlicher Aufwand entstand. Zur Blütezeit können die Sippen am sichersten bestimmt, die oft flächenmäßig sehr kleinen Populationen am schnellsten gefunden und deren Individuenzahlen am besten abgeschätzt werden. Das Wiederauffinden der Populationen zur Fruchtzeit war eine größere Herausforderung und häufig nur mit geschultem Auge möglich, wurde jedoch durch die zur Blütezeit mittels GPS präzise eingemessenen Fundpunkte erleichtert.

Informationen zur Blütezeit und Samenreife können Datenbanken wie BIOPOP (POSCHLOD et al. 2003, JACKEL et al. 2006) entnommen werden. Der Erwerb zusätzlicher Kenntnisse zur Morphologie, Ökologie und Biologie der Zielsippe vor der Besammlung ist hilfreich, damit geeignete Sammelutensilien (große oder kleine Tüten, Werkzeug, Handschuhe) verwendet oder die Sammelmethode angepasst (beispielsweise bei Arten die Ausläufer bilden) werden können (siehe Kapitel 4.1.4). Des Weiteren sind die aktuelle Wetterlage (Samen sollen nicht nass gesammelt werden) und die Satellitenkonstellation für ein optimales GPS-Signal während der Sammlung einzuplanen.

Sammelgenehmigungen

Gemäß § 44 Abs. 1 Nr. 4 und Abs. 2 Nr. 1 BNatSchG ist es in Deutschland verboten, wild lebende Pflanzen der besonders geschützten Arten oder deren Entwicklungsformen aus der Natur zu entnehmen, sie oder ihre Standorte zu beschädigen oder zu zerstören, in Besitz zu nehmen, zu haben, zu be- oder verarbeiten. Für nicht besonders geschützte Arten ist außerhalb von Schutzgebieten mit Entnahmeverboten ein Sammeln ohne weitere Erlaubnis möglich.

§ 3 Abs. 2 der Artenschutzrechtlichen Ausnahmereordnung vom 3. Juni 2008 erlaubt der Genbank Bayern Arche die Entnahme von besonders und streng geschützten Pflanzenarten, die in der aktuellen „Roten Liste der Gefäßpflanzen Bayerns“ nicht als „vom Aussterben bedroht“ oder „stark gefährdet“ eingestuft sind. Die Entnahme von Arten der „Liste prioritärer Arten Bayerns“ und der Alpenliste wurden zu Beginn des Projekts 2010 bei den Höheren Naturschutzbehörden entsprechend angezeigt. Zudem wurden gemäß § 45 Abs. 7 Nr. 3 BNatSchG artenschutzrechtliche Ausnahmegenehmigungen von den Verboten nach § 44 Abs. 1 Nr. 4 und Abs. 2 Nr. 1 BNatSchG für die besonders und streng geschützten Arten der „Liste prioritärer Arten Bayerns“, die in der aktuellen „Roten Liste der Gefäßpflanzen Bayerns“ als „vom Aussterben bedroht“ und „stark gefährdet“ eingestuft sind, beantragt. Nur wenn zwingend erforderlich, wurden Samen von Arten in Naturschutzgebieten entnommen, jeweils in Absprache mit den Unteren Naturschutzbehörden und nur bei einer vorliegenden Befreiung von den entgegenstehenden Verboten der jeweiligen NSG-Verordnung. Ebenso wurde bei Entnahme aus Schutzgebieten mit Entnahmeverboten die Erlaubnis der jeweils zuständigen Behörden eingeholt. Die Regierung von Niederbayern erlaubte einzelne Zielsippen nur in Absprache mit entsprechenden Artenhilfsprogramm-Betreuern zu entnehmen oder nur Material aus Vermehrungskulturen einzulagern.

4.1.3 Zusammenarbeit mit Behörden und Experten

Besonders effektiv und zielführend war eine Zusammenarbeit mit Behörden und Betreuern von Pflanzenarten, welche bereits im Fokus von Artenhilfsprogrammen oder des Aktionsprogramms bayerische Artenvielfalt (BOYE 2013) standen. Auch im Fall von kritischen Sippen und Artengruppen wurde eine Zusammenarbeit mit den jeweiligen (lokalen) Experten gesucht, mitunter fanden auch gemeinsame Exkursionen statt. Aus erfolgreichen Besammlungen konnten den assoziierten Personen (Gebietsbetreuern oder Projektkoordinatoren) Informationen zur Keimungsökologie und Qualität der Samen der Populationen zur Verfügung gestellt werden. Im Rahmen der Genbank Bayern Arche wurden über 30 Sammler für die Mithilfe gewonnen (Mitarbeiter der Universität Regensburg oder Behörden, aber auch freiberufliche Biologen und ehrenamtlich Kartierende).

4.1.4 Durchführung der Aufsammlungen

Erfolgreich identifizierte (gegebenenfalls bereits während der Blühphase aufgesuchte und eingemesene) Populationen wurden bei trockenem Wetter zum optimalen Reifezeitpunkt der Samen gesammelt (z. B. Abb. 5 und Abb. 6). Die Aufsammlung wurde umfassend dokumentiert und im Anschluss fachgerecht weiterverarbeitet.

Reifebestimmung, Ernte und Zwischenlagerung

Die Ex-situ-Langlebigkeit eingelagerter Samen hängt unter anderem von ihrem Entwicklungsstadium (siehe Kapitel 6.3), der anfänglichen Vitalität (siehe Kapitel 4.3) und der angeborenen Langlebigkeit beziehungsweise chemischen Zusammensetzung der Zellen ab (siehe Kapitel 6.3).

Für eine maximale Langlebigkeit, sollten Samen im optimalen Reifegrad gesammelt werden. Dieser entspricht dem Zeitpunkt der natürlichen Ausstreu, an dem sich reife Samen beispielsweise leicht vom Fruchtboden ablösen oder aus Kapseln oder Hülsen ausschütteln lassen, die Samen eine dunkle Farbe entwickeln oder fleischige Früchte eine leuchtende Fruchtfarbe annehmen.



Abb. 5: Blütenstand der Gewöhnlichen Pechnelke (*Lychnis viscaria*).



Abb. 6: Fruchtstand der Gewöhnlichen Pechnelke (*Lychnis viscaria*) nach dem Abblühen.

Wenn Samen an der Mutterpflanze zwar die volle Größe erreicht haben, die Reifetrocknung jedoch noch nicht beendet ist (physiologisch unreife Samen, häufig erkennbar an grün oder weiß gefärbten Samen), können diese oftmals bei Raumtemperatur nachreifen. In solchen Fällen lösen sich die Samen meist nicht selbstständig von den sie umgebenden Strukturen ab und werden deshalb mit diesen gesammelt. Dabei muss die maximale Entwicklung des Embryos erreicht sein, was sich durch eine Untersuchung der inneren Samenmorphologie feststellen lässt. Gegebenenfalls können Blüten, innerhalb derer die Samen zu unterschiedlichen Zeitpunkten reifen, vor der Samenreife in Stoff-/Papierbeutel gestülpt oder ausfallende Samen durch Samenfallen aufgefangen werden. Lassen sich Akzessionen mit heterogenem Reifegrad nicht vermeiden, sollten unreife Samen im Labor aussortiert werden, damit diese vor dem Trocknungsschritt noch ausreichend nachreifen können. Dabei muss beachtet werden, dass sich die Keimungsansprüche einzelner Samen dieser Akzessionen deutlich unterscheiden können (siehe Kapitel 6.1).

Eine sorgfältige Verwahrung der Samen nach der Ernte ist essentiell für die Überlebensfähigkeit der Samen in einer Genbank. Das Material sollte möglichst bereits im Gelände grob gereinigt werden, damit das Saatgut nicht durch Schädlinge angegriffen wird. Um Schimmel zu vermeiden, müssen die Samen zügig trocknen, weshalb diese stets in Papier- oder Stofftüten gesammelt und gelagert werden. Gegebenenfalls feucht gesammelte Samen werden gleichmäßig dünn auf Zeitungspapier ausgebracht und bei zirka 20 °C an der Luft getrocknet. Samenbehälter dürfen weder hoher Luftfeuchtigkeit, Temperatur noch direkter Sonnenstrahlung ausgesetzt sein.

Beprobungsumfang und Sammelmethode

Da der Fortbestand einer Population nicht gefährdet werden darf, muss vor jeder Aufsammlung die Individuenzahl der Pflanzenart am Wuchsort bestimmt werden, vorzugsweise mit Abschätzung des phänologischen Zustands (in Blüte, im verblühten, unreif fruchtenden, optimalen und überreifen Stadium der Fruchtreife; siehe Abb. 7). Es dürfen insgesamt nicht mehr als 20 % der aktuell verfügbaren reifen Samen gesammelt werden (KEW 2009b). Dadurch gilt die natürliche Regeneration der Population als ungefährdet. Grundsätzlich stellen häufigere, jedoch extensive Besammlungen derselben Population für diese ein geringeres Risiko dar als unregelmäßige intensive Besammlungen (GUERRANT et al. 2004a).



Abb. 7:
Fruchtstände der
Pfingst-Nelke (*Dianthus gratianopolitanus*).
Von dieser stark gefährdeten Art wurden bereits Samen von drei bayerischen Wuchsorten eingelagert.

50 Individuen pro Population stellen den Richtwert für eine Besammlung dar (BROWN & BRIGGS 1991; FALK & HOLSINGER 1991; GUERRANT et al. 2004a), auch wenn aktuelle Studien zeigen, dass zwischen 25 und 30 Individuen ausreichen können, um fast die gesamte genetische Diversität einer Population zu erfassen (HOBAN & SCHLARBAUM 2014, siehe Kapitel 6.4). Allerdings kann die Zielmenge von 5.000 Samen mit einer Besammlung von 25 Individuen fast nie erreicht werden. Aus diesem Grund sollte der Probenumfang einer Akzession zunächst 25 bis 30 Individuen betragen und im Anschluss solange erweitert werden, bis die nötige Gesamtmenge erreicht ist. Daher wurden generell möglichst viele Individuen und Samen einer Population besammelt, zumal Einlagerungs-Kapazitäten bis jetzt keinen limitierenden Faktor darstellten.

Um die genetische Variabilität der Akzession möglichst repräsentativ abbilden zu können, soll die Aufsammlung zufällig über die gesamte Fläche der Population oder entlang eines Transekts erfolgen (KEW 2009b).

Vor Saatgutsammlungen sollte auch der anschließende Verwendungszweck beachtet werden. So war es nicht nur Ziel, Saatgut langfristig zu sichern, sondern es auch für umfassende Untersuchungen zum besseren Verständnis der Arten zur Verfügung zu stellen, unter anderem um Wiederansiedlungserfolge zu erhöhen. Zudem verlieren Samen während der Lagerung über die Zeit an Lebensfähigkeit, weshalb Akzessionen regelmäßigen getestet werden müssen, damit mögliche Probleme schnell erkannt werden können. Auch eine Verwendung von Samen für Wiederansiedlungen, die Stärkungen von bestehenden Populationen oder eine Abgabe an Dritte reduziert den eingelagerten Bestand.

Alle Richtlinien für Sammler wurden in einem Informationsflyer zusammengefasst, der auf der Webseite der Genbank Bayern Arche (www.genbank-bayern-arche.de) heruntergeladen werden kann.

Da seltene und gefährdete Pflanzenarten oft nur wenige Populationen und diese meist auch nur geringe Individuenzahlen aufweisen, kann eine Samenmenge von 5.000 Stück nur in seltenen Fällen erreicht werden (Abb. 8). So konnten nur in 19 % aller Akzessionen über 5.000 Samen gesammelt werden. Bei besonders geringen Samenmengen erfolgten möglichst Nachzuchten im Botanischen Garten der Universität Regensburg. In solchen Fällen ist eine Besammlung jedes Individuums der Population in eine separate Tüte sinnvoll, um die Erhaltungskultur mit einer maximalen genetischen Vielfalt anlegen zu können.

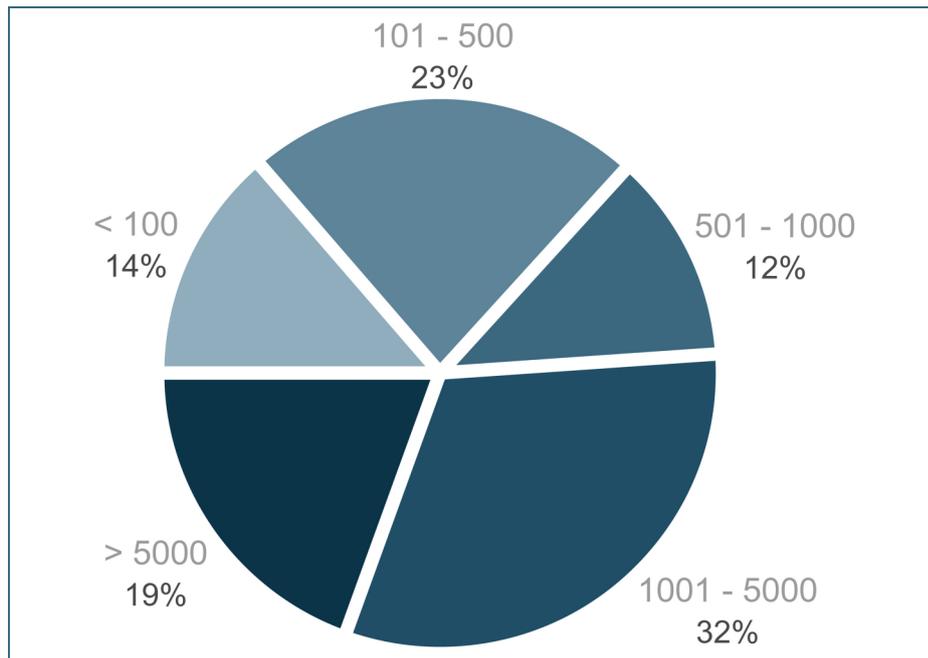


Abb. 8: Samenmengen in Kategorien. Anteil an Akzessionen der Jahre 2010–2015 mit sehr geringen (< 100) bis sehr großen (> 5.000) Samenmengen.

Dokumentation

Den Wuchsort genau und detailliert zu dokumentieren ist unverzichtbar für jede Akzession. Deshalb muss bei jeder Besammlung ein Erfassungsbogen ausgefüllt werden, welcher neben dem Namen des Sammlers, dem Sammeldatum, den geographischen Koordinaten und der Flächengröße auch Angaben enthält, die eine Einschätzung des Zustands der Population (beispielsweise Individuenzahl, Gefährdungsgrad, Phänologie) zulassen. Zentral ist die exakte Verortung mittels GPS, um eine autochthone Verwendung des Saatguts garantieren zu können und Populationen für eine erneute Besammlung rasch wiederzufinden. Die erfassten Fundpunkte wurden an die Artenschutzkartierung des Landesamts für Umwelt weitergegeben.

Der Erfassungsbogen (Sammelformular) findet sich ebenfalls auf der Webseite der Genbank Bayern Arche (www.genbank-bayern-arche.de).

4.2 Aufreinigung des Saatguts, Samenzählung und Eintüten

Aufreinigung

Die Aufreinigung von Samen, das heißt das Entfernen von umgebendem Pflanzenmaterial, leeren oder unterentwickelten Samen, Verunreinigungen oder Insektenbefall, ist eine sehr zeitaufwendige Aufgabe, die viel Sorgfalt, Kenntnis von Samen- und Fruchtmorphologie (siehe Exkurs „Samenmorphologie und Anatomie“), ausreichend Laborplatz und spezielle Ausrüstung erfordert. Gleichzeitig ist es eine wertvolle Investition, da so das Volumen des Saatguts für Trocknung und Einlagerung reduziert und die Bestimmung der Samenmenge und -qualität erheblich erleichtert und präzisiert wird.

Das breite Spektrum an Samenformen, welches von haarigen Flugschirmen, geflügelten Diasporen bis hin zu hakigen Anhängseln reicht, macht eine automatisierte Samenaufreinigung oftmals unmöglich. Bei der deshalb meist unumgänglichen manuellen Reinigung werden Präparierbesteck, Stereolupe, Reinigungssiebe (Abb. 9) mit unterschiedlichen Maschengrößen und eine Luftgebläsemaschine genutzt.

Zählung

Die Samenmenge einer Akzession wird entweder per Hand oder mechanisch mittels einer Samenzählmaschine (Abb. 10) festgestellt und das 1.000-Samen-Gewicht der Art bestimmt.

Sind die gesammelten Samen sehr klein (vor allem bei den Familien Orchideen – Orchidaceae und Sommerwurzgewächse – Orobanchaceae) oder die Samenmenge sehr groß, wird nur ein Teil der Samen ausgezählt und gewogen. Diese Kenngrößen werden im Anschluss verwendet, um über das Gewicht die Gesamtzahl an Samen zu berechnen.

Zur Abschätzung der Samenqualität und damit der tatsächlich zur Verfügung stehenden Anzahl gesunder Samen wird eine Probe einer Röntgenuntersuchung unterzogen. Dadurch können gesunde und potenziell keimfähige Samen (= real verfügbare Samenmenge) von leeren, befallenen oder toten Samen unterschieden werden (Details in Kapitel 4.3.3).

Portionierung

Steht die real verfügbare Samenmenge fest, werden die Samen aufgetrennt und Samen für eventuelle Keimungsuntersuchungen entnommen.

Zudem werden drei weitere Kategorien unterschieden:

- a) Eine Portion bildet die Langzeiteinlagerung (long-term-storage). Dies umfasst den zahlenmäßig größten Anteil an Samen, die unberührte „Lebensversicherung“.
- b) Eine weitere Portion dient als Sicherheitsduplikat, welches räumlich getrennt von der Portion für die Langzeitlagerung aufbewahrt wird. Bei einer Weiterführung der Genbank wird die Millennium Seed Bank (London) als Partner für diese Lagerung angestrebt.
- c) Die dritte Portion dient als aktive Portion (short-term-storage), deren Samen für die regelmäßige Überprüfung der Lebensfähigkeit (alle fünf Jahre), für Samenregeneration oder für eine Abgabe vorgesehen sind. Gleichzeitig wurde für jede Pflanzensippe ein Samen-Herbarbeleg angelegt.



Abb. 9:
Viele Samen können leicht mit einem einfachen Sieb gereinigt werden.



Abb. 10:
Mit Hilfe einer Zählmaschine lassen sich Samenmengen rasch bestimmen.

EXKURS Samenmorphologie und Anatomie

Samen treten in unterschiedlichsten morphologischen Formen und Gestalten auf (siehe Abb. 11), die so charakteristisch sein können, dass sie auch für taxonomische Zwecke verwendet werden (MARTIN & BARKLEY 1961). Allerdings ist eine sichere Identifikation bis zur Art meist schwierig und weitere Pflanzenmerkmale werden benötigt, um die Art sicher zu determinieren. Die wichtigsten Samenmerkmale sind:

- Samenform,
- Samengröße,
- die Oberflächenstruktur (glatt bis rau, Gruben, Kerben, Reliefe),
- Farbe und
- Anhängsel (Flügel, Pappus, Stacheln, Grannen).



Abb. 11: Beispiele von Samen mit unterschiedlicher Morphologie.

Neben der äußeren Morphologie kann auch die Anatomie (innere Morphologie) der Samen helfen, die Familie oder Gattung zu identifizieren. Wichtige Merkmale sind beispielsweise die Embryoform, -größe, das Größenverhältnis des Embryos zum Endosperm und innere Oberflächenmerkmale.

Bei den Blütenpflanzen entwickelt sich ein Same nach erfolgreicher Befruchtung der Eizelle in der Samenanlage (weibliches Fortpflanzungsorgan der Pflanzen). Ein Same enthält den Embryo, das Endosperm, das Perisperm und die Testa (Samenschale). Bei Gräsern ist die Testa mit der Fruchtwand (Pericarp) verwachsen und liegt auf der eiweißhaltigen Aleuronschicht.

Ein typischer reifer Embryo ist differenziert in Embryonalachse und Keimblätter (Kotyledonen). Die Embryonalachse besteht aus der Wurzelanlage (Radicula), dem Hypocotyl, an dem die Keimblätter sitzen und dem Spross-Apikalmeristem, welches später die Primärblätter bildet (siehe Abb. 12). Bei

Einkeimblättrigen (Monokotyledonen), insbesondere bei grasartigen Pflanzen ist der Aufbau komplizierter: Ein Keimblatt ist stark reduziert und zum Scutellum (Schildchen) modifiziert. Das Scutellum ist mit der Embryonalachse verbunden, welches in Radicula und Plumula (Primärblätter) unterschieden werden kann. Beide werden durch scheidenähnliche Koleorrhiza und Koleoptile umhüllt (siehe Abb. 12). Nicht bei allen Pflanzenarten ist der Embryo zum Reifezeitpunkt voll entwickelt. In solchen Fällen wird die Entwicklung der Samen erst abgeschlossen, nachdem diese ausgestreut wurden (ELIAS et al. 2012).

Aufgrund ihrer Speichergewebe haben Samen als Nahrungsgrundlage für Menschen und Nutztiere eine große ökonomische Bedeutung. Die meisten Samen enthalten große Mengen an Nährstoffen in Keimblättern (Kotyledonen) oder Speichergeweben (Endosperm und Perisperm), welche sich aus Kohlenhydraten wie Stärke, Ölen und Speicherproteinen zusammensetzen (BEWLEY et al. 2013b). Dabei dient das Endosperm dem Embryo nicht nur als Nährgewebe während der Samenentwicklung, sondern ist auch in Signalwege involviert, die Wachstum, Entwicklung und Keimung steuern. Es kann beispielsweise das Radiculawachstum blockieren und damit eine Keimung verhindern (FINCH-SAVAGE & LEUBNER-METZGER 2006). Das Endosperm wird entweder vor der Samenreife vollständig aufgebraucht und die Nährstoffe in die Keimblätter umgelagert oder es ist noch im reifen Samen vorhanden. Die meisten Blütenpflanzen besitzen zumindest eine dünne Endosperm-Schicht (FINCH-SAVAGE & LEUBNER-METZGER 2006).

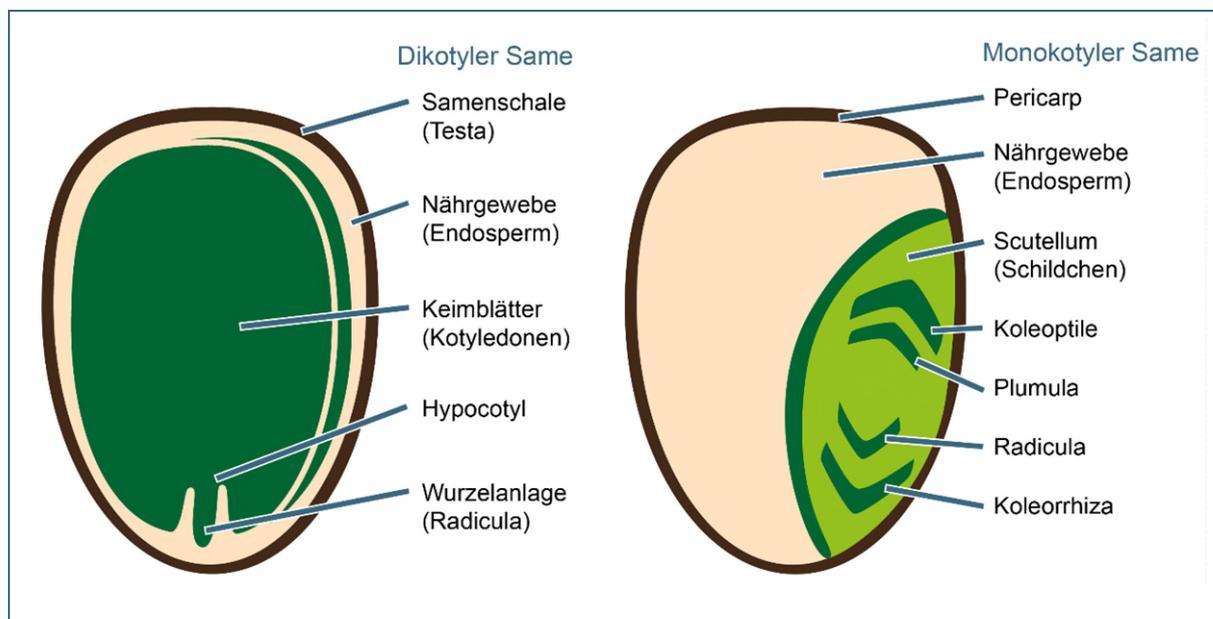


Abb. 12: Aufbau eines zwei- und einkeimblättrigen Samens.

Entsprechend der Größe, Form und Position des Embryos und des Nährgewebes (Endosperm und Perisperm) kann zwischen verschiedenen Samentypen unterschieden werden (MARTIN 1946). Das Spektrum reicht von Samen mit kleinen oder unterentwickelten Embryonen mit großen Endosperm-Mengen bis hin zu großen Embryonen mit fleischigen Kotyledonen und fehlendem Endosperm.

4.3 Untersuchung der Samenqualität und der Lebensfähigkeit

Die Lebensfähigkeit von Samen wird definiert als die Anzahl lebendiger Samen, die das Potenzial besitzen, zu keimen und zu einer Pflanze heranzuwachsen (GOSLING 2003). Die Samenqualität kann bei Wildpflanzen von Akzession zu Akzession stark variieren. Zwar wird das Saatgut bei der Aufreinigung anhand äußerer Merkmale sortiert, eine Aussage über die Lebensfähigkeit der Samen kann dabei je-

doch nicht getroffen werden. Jede Akzession wird deshalb standardmäßig auf ihre Qualität hin untersucht. In der Genbank Bayern Arche werden drei Verfahren zur Detektion der Qualität und Lebensfähigkeit von Samen verwendet, welche sich an den internationalen Regeln und Handbüchern orientieren (AOSA 2010a, 2010b; ISTA 1993, 2003):

- Keimfähigkeitsuntersuchung,
- Topographischer Tetrazolium-Test und
- Röntgenuntersuchung.

So kann die reale Saatgut-Menge einer Akzession bestimmt und gegebenenfalls auf die Ergebnisse reagiert werden. Ist beispielsweise der Anteil oder die Gesamtmenge der potenziell lebensfähigen Samen zu gering, sollte eine Neusammlung oder die Vermehrung des Saatguts im botanischen Garten erfolgen. Auch für die Kalkulation einer Wiederansiedelung von Populationen ist die Kenntnis der eingesetzten Samenmenge wichtig.

4.3.1 Keimfähigkeitstest

Der Keimfähigkeitstest ist für die Bestimmung der Lebensfähigkeit von Samen die eindeutigste und einfachste Methode, sofern die optimalen Keimungsbedingungen bekannt sind (ISTA 1993, siehe Kapitel 6.1). Der Standardtest wird in einem Klimaschrank (Lichtthermostat) durchgeführt und umfasst pro Ansatz idealerweise 200 Samen (8 Wiederholungen à 25 Samen; siehe beispielsweise ROSBAKH & POSCHLOD 2015).

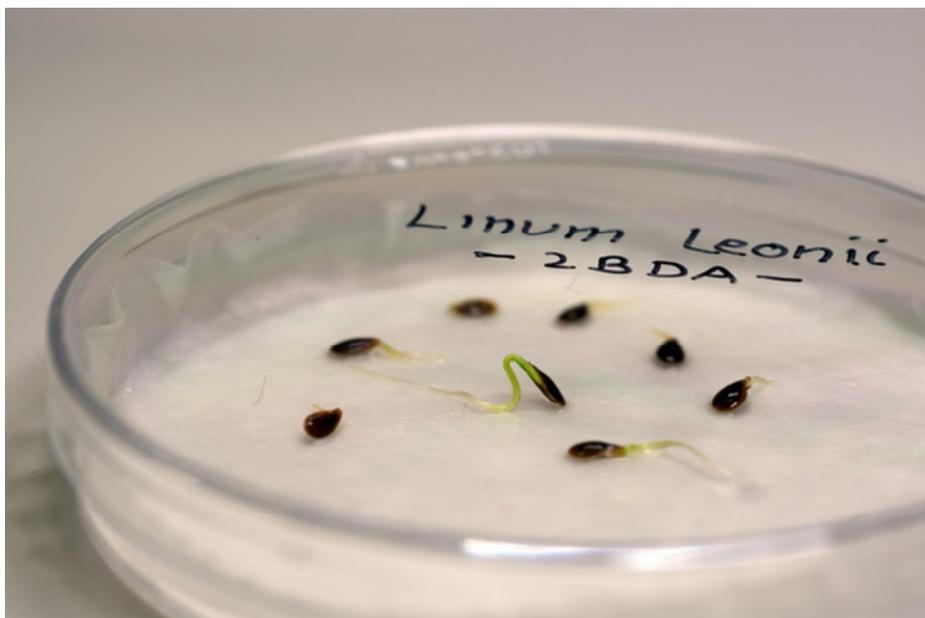


Abb. 13:
Gekeimter Same des
sehr seltenen Lothrin-
ger Leins (*Linum leonii*)
in einer Petrischale.

Da aufgrund kleinerer Populationsgrößen bei seltenen Arten auch die Menge an verfügbarem Saatgut geringer war, wurden in der Regel 100 Samen (5 Wiederholungen à 20 Samen), – in einigen Fällen auch weniger – verwendet. Die Samen werden auf zwei Lagen Filterpapier in Petrischalen gegeben und mit demineralisiertem Wasser gewässert (Abb. 13). Bei Bedarf kann vorher mit Natriumhypochlorid sterilisiert werden.

Der Keimerfolg wird in regelmäßigen Abständen kontrolliert und die Keimschalen feucht gehalten. Ein Same wird als gekeimt notiert, wenn die Keimwurzel die Schale durchdringt. Die Anzahl der Keimlinge wird dokumentiert. Die Keimlinge werden nach Möglichkeit im Botanischen Garten in Kultur genommen. Eine Keimungsuntersuchung benötigt im Durchschnitt ohne Vorbehandlung zwischen vier bis maximal sechs Wochen. Ist eine Kältevorbehandlung (Stratifikation) erforderlich, verlängert sich die

Gesamtdauer auf 12 Wochen bis hin zu mehreren Monaten. Die Zugabe keimungsfördernder Reagenzien wie Gibberellinsäure können als Substitution für eine Kälteeinwirkung eingesetzt werden und den Keimungsprozess beschleunigen. Verbleibende nicht gekeimte Samen können mit Hilfe eines anschließenden Tetrazolium-Tests als tot oder lebensfähig (aber dormant, siehe Kapitel 4.3.2) eingestuft werden.

4.3.2 Tetrazolium-Test

Der Topographische Tetrazolium-Test basiert darauf, dass farbloses Tetrazolium-Salz ausschließlich von lebenden Zellen mit vorhandener Dehydrogenase-Enzym-Aktivität zu Formazan, einem roten Farbstoff, im Stoffwechsel umgewandelt wird (LAKON 1948). Dadurch können lebendige, nicht keimungsbereite und dormante Samen (siehe Kapitel 6.1) von toten durch eine rote Färbung unterschieden werden. Für eine beschleunigte Aufnahme der 0,5–1 %igen 2,3,5-Triphenyl-Tetrazoliumchlorid-Lösung wird die Samenschale der (vorgequollenen) Samen angeritzt und für 24 bis 48 h bei 22 °C unter Lichtausschluss in der Lösung inkubiert. Bei der anschließenden Auswertung werden die Samen unter dem Stereomikroskop aufpräpariert und sowohl die Färbung als auch die Konsistenz der vorliegenden Gewebetypen oberflächlich und im Quer- und Längsschnitt untersucht und interpretiert.

Färbungsmuster und Farbintensität sind nicht nur abhängig von Präparation, Konzentration der Tetrazolium-Lösung und Inkubationsdauer, sondern auch von der Pflanzenart. Deshalb ist die Kenntnis der spezifischen Samenmorphologie und des Embryotyps für jede Interpretation und Reproduzierbarkeit von entscheidender Bedeutung. Zur Unterstützung der Interpretation wurden im Rahmen der Genbank Bayern Arche für alle Embryotypen individuelle Auswertungsformulare entwickelt, welche sich an den Richtlinien von ISTA (1999, 2003) und AOSA (1995, 2010a) orientieren.

Die Gesamtdauer eines Tetrazolium-Tests ist im Vergleich zum Keimfähigkeitstest kurz. Durch die biochemische Färbung ist der Test präziser als eine einfache Schnittprobe, bei welcher vor allem die Konsistenz des Samens überprüft wird (Cutting-Test; ISTA 2003). Allerdings erfordert der Test ein rasches und gleichzeitig sehr sorgfältiges Arbeiten was den Zeitaufwand für Präparation und Interpretation insbesondere bei kleinen Samen erhöhen kann, weshalb der Test meist in Kombination mit einem vorherigen Keimfähigkeitsansatz und damit nur zur Bestimmung der Lebensfähigkeit nicht gekeimter Samen zum Einsatz kam.

4.3.3 Röntgenuntersuchung

Eine nur wenige Minuten beanspruchende Möglichkeit zur Qualitätskontrolle von Akzessionen bietet ein Samen-Röntgengerät, welches der Genbank Bayern Arche seit 2010 von Seiten des Lehrstuhls Ökologie und Naturschutzbiologie zur Verfügung gestellt wurde. Die Röntgenstrahlung ermöglicht einen direkten Einblick in die inneren Strukturen von Samen.

Beim Durchdringen der verschiedenen Gewebearten des Samens wird diese unterschiedlich stark abgeschwächt, wodurch Transmissionsunterschiede als helle und dunkle Strukturen dargestellt werden können (Abb. 14). Pro Akzession wird eine repräsentative Auswahl von durchschnittlich 100 Samen ausgewählt und untersucht. Auf speziell angefertigten Plexiglasplatten ausgerichtet können die Samen im Anschluss genau zugeordnet und gegebenenfalls leere oder insektenbefallene Samen aussortiert werden.

Neben einer kurzen Untersuchungsdauer (die entsprechende Fachkenntnis vorausgesetzt) ist ein weiterer Vorteil der Röntgenmethode gegenüber allen übrigen Lebensfähigkeits- und Qualitätsuntersuchungen, dass dabei die Testobjekte nicht zerstört werden. Da nur niedrige Röhrenspannungen verwendet werden, gilt die Methode mit den entsprechenden Vorsichtsmaßnahmen als sehr sicher. Trotz eines geringen Risikos einer Erbgutschädigung im Samen, wurde geröntgtes Saatgut dennoch in der Regel nur für Keimungsuntersuchungen verwendet und nicht in die Genbank eingelagert.

Während die Methode meist nur zur Identifikation von leeren, vollen und insektenbefallenen Samen verwendet wird, haben eigene Untersuchungen gezeigt, dass darüber hinaus auch weitere Defekte im Samen festgestellt werden können und die Lebens- und Keimfähigkeit der Samen durch eine Bewertung der Gewebestrukturen vorhergesagt werden können (ISTA 1993, TAUSCH et al. in Vorb.).

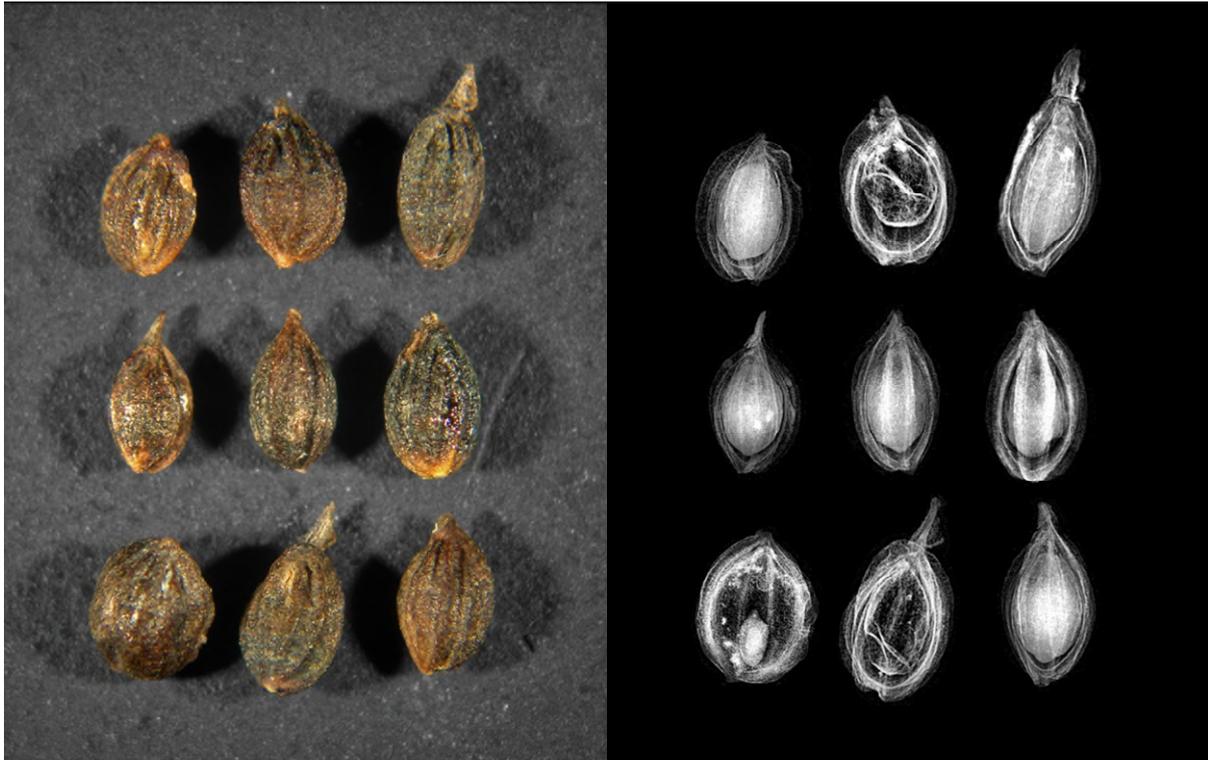


Abb. 14: Gegenüberstellung einer visuellen Betrachtung von Samen der Wiesenraute (*Thalictrum*) und einer Röntgenaufnahme der gleichen Samen. Die rechte Röntgenaufnahme lässt erkennen, dass drei der äußerlich gleich aussehenden Samen keinen Embryo enthalten, also nicht keimfähig sind.

4.4 Samentrocknung, Verpackung und Einlagerung

Samentrocknung

Die Überlebensfähigkeit von getrockneten Samen ist eine Schlüsseleigenschaft für ihre Rolle als Ausbreitungseinheit der Pflanze (DICKIE & PRITCHARD 2002). So produzieren etwa 92 % aller und der Großteil der mitteleuropäischen Pflanzenarten austrocknungstolerante (orthodoxe) Samen (LONG et al. 2014; TWEDDLE et al. 2003), welche unter definierten Bedingungen bis zu mehreren Jahrhunderten keimfähig bleiben können (VAN TREUREN et al. 2013; WALTERS et al. 2005). Die Reifetrocknung stellt den letzten Entwicklungsschritt eines Samens dar, nach dem dieser für mehrere Jahre lebensfähig bleiben kann (BEWLEY et al. 2013b; siehe Kapitel 6.1.1). Im Gegensatz dazu werden austrocknungsempfindliche (recalcitrante) Samen, welche sich überwiegend bei Arten der Tropen finden (TWEDDLE et al. 2003), in einem hydrierten und metabolisch aktiven Zustand ausgebreitet und keimen rasch nach der Samenausstreue (LONG et al. 2014).

Zum Zeitpunkt der physiologischen Reife besitzen orthodoxe Samen ihr Maximalgewicht. Erst danach erwerben Samen eine Austrocknungstoleranz, gefolgt von der Reifetrocknung. Der früheste Zeitpunkt zur Samenernte ist erreicht, wenn orthodoxe Samen zum Zeitpunkt der physiologischen Reife durchschnittlich nur noch über 20 % ihres Gewichts verfügen. Zu diesem Zeitpunkt setzt aber bereits die Samenalterung ein und die Qualität der Samen nimmt ab (BEWLEY et al. 2013a). Deshalb werden viele Kulturpflanzen vor der natürlichen Samenausstreue bei hohem Feuchtegehalt gesammelt und schnell

getrocknet und eingelagert. Physiologisch unreife Samen hingegen müssen verzögert getrocknet werden, damit sie beim Nachreifen eine Austrocknungstoleranz entwickeln können.

Trockene Samen sind metabolisch inaktiv, da für die Aufrechterhaltung der Funktion von Zellmembranen und großen Makromolekülen (wie Enzymen) Wasser benötigt wird. Vor der Reifetrocknung schützen mehrere zelluläre Anpassungen diese Zellbestandteile und induzieren damit die Austrocknungstoleranz. Beispielsweise schützen austrocknungstolerante Samen durch „Wasser-Austausch“ mit nicht-reduzierenden Zuckern und Oligosacchariden ihre Zellkompartimente. Mit fortschreitender Trocknung nimmt ebenso die Viskosität in den Geweben zu, wodurch sich schädliche chemische Reaktionen verlangsamen (BEWLEY et al. 2013b). Da die Integrität der Zellmembranen weiterhin gewährleistet ist, kann bei einer Rehydrierung (Wasseraufnahme) der Metabolismus langsam wieder einsetzen. Aufgetretene oxidative und peroxidative Schäden werden repariert und die Keimung vorbereitet (siehe Kapitel 6.3).

Saatgut wird bei Temperaturen zwischen 10 und 20 °C getrocknet. Höhere Temperaturen beschleunigen die Alterung der Samen unnötig (siehe Kapitel 6.3). Für eine effektive und sichere Langzeitlagerung wird nach heutigem Wissensstand artunabhängig ein Wassergehalt des Saatguts von 3,5–6,5 % empfohlen, was einer relativen Gleichgewichtsfeuchte der Umgebung von zirka 15 % entspricht. Wird der Wassergehalt zu stark reduziert, kann auch dies zu Zellschädigungen und zum Tod des Samens führen (WALTERS et al. 2004).

Inzwischen steht am Lehrstuhl Ökologie und Naturschutzbiologie in Regensburg eine Klimakammer zur Verfügung, in welcher bei einer Temperatur von 15 °C eine konstante relative Luftfeuchte von 15 % aufrechterhalten und damit eine optimale Saatgutrocknung ermöglicht werden kann. Werden Samen in der Kammer gelagert, geben diese so lange enthaltenes Wasser an die trockenere Umgebungsluft ab, bis sich ein Gleichgewicht eingestellt hat. Die relative Luftfeuchte wird mit einem Hygrometer überwacht. Da diese Bedingungen in den ersten Jahren aus technischen Gründen nicht erreicht werden konnten, wurde eine mehrstufige Samentrocknung durchgeführt. Nach der Samenaufreinigung und -zählung wurden die Akzessionen in eine Klimakammer transferiert, in der bei einer konstanten Raumtemperatur von 20 °C eine relative Luftfeuchtigkeit von 35 % gehalten wurde. In einem weiteren Trocknungsschritt wurde durch die Zugabe von Silica-Gel die relative Gleichgewichtsfeuchte von 15 % eingestellt.

Verpackung

Die getrockneten und in Papiertüten aufgetrennten Samenportionen werden mit Informationen über Art, Sammelort und -datum, GUID (global eindeutiger Zahl) sowie die Anzahl an enthaltenen Samen versehen, und danach verschlossen in licht-, wasser- und luftdichte, aluminiumbeschichtete Plastikverbundbeutel gepackt. Diese werden schließlich in einem Vakuumkammer-Schweißgerät unter Luftausschluss versiegelt. Auch die Aluminiumbeutel werden mit allen relevanten Informationen etikettiert. Durch die lichtdichte Vakuum-Verpackung werden (Oxidations-)Prozesse verhindert, die sonst eine vorzeitige Alterung und damit Herabsetzung der Lebensfähigkeit des Saatguts bewirken würden (KEW 2009a; WALTERS 2004).

Je nach Verpackungsvolumen werden die Aluminiumbeutel mehrerer Akzessionen kombiniert und in luftdichte Glasbehälter gegeben. Diese zusätzliche Barriere minimiert die Gefahr einer Wasserdampfaufnahme der Samen und einem damit verbundenen Verlust an Lebensfähigkeit. Mit Hilfe von bodendeckend in den Glasbehältern verteiltem Silica-Gel, wird eine trockene Umgebung geschaffen. Zudem dient es als Indikator der Dichte des Gefäßes (Farbumschlag von gelb-trockenem nach farblos bei feuchtem Silica-Gel). Die vollständig verpackten Samen werden bei -18 °C in Gefrierschränken eingefroren.

4.5 Datenmanagement und Datenbank

Um in einer Genbank auch nach mehreren Jahrzehnten eingelagerte Samen zweifelsfrei identifizieren und zuverlässig handhaben zu können, ist eine detaillierte und lückenlose Dokumentation notwendig. Daher erhalten alle neu eingehenden Akzessionen bei der Aufnahme in die Genbank Bayern Arche eine eindeutige Identifikationsnummer (GUID). Damit können alle nachfolgenden Abläufe in der Genbank stets sicher der richtigen Akzession zugeordnet werden.

Alle durchlaufenen Schritte des Arbeitsprozesses werden in der Datenbank protokolliert, sodass jederzeit der Ort und Stand der Verarbeitung sämtlicher Akzessionen kontrolliert werden kann. Alle Informationen aus dem Sammelformular fließen ebenso ein wie die Resultate der wissenschaftlichen Untersuchungen über die Qualität des eingelagerten Saatguts, das 1.000-Samen-Gewicht und die keimungsökologischen Ergebnisse.

Der aktuell eingelagerte Bestand kann über die Onlinedatenbank auf www.genbank-bayern-arche.de eingesehen werden (inklusive recherchierbarer Artenliste, Rote Liste Status, 1.000-Samen-Gewicht sowie Fotografien von Samen). Weiterhin werden alle Akzessionen mit Angabe des jeweiligen Landkreises, Anzahl an eingelagerten Samen und deren Qualität aufgelistet sowie auf einer Übersichtskarte quadrantengenau dargestellt (HIRTREITER & LEIPOLD 2015).

5 Eingelagerte Arten und Aufzucht im botanischen Garten

Zwischen 2010 und 2015 wurden 994 Akzessionen von 564 Arten besammelt und eingelagert, darunter 92 in Bayern vom Aussterben bedrohte Sippen. Damit sind nicht nur jede zweite Art der Roten Listen-Kategorie 1 (Abb. 15), sondern auch 80 % der FFH Anhang IV-Arten mit mindestens einer Population in der Genbank vertreten. Eine Liste aller eingelagerten Sippen ist unter URL 1 (2018) zu finden. Insgesamt waren die Aufsammlungen über die gesamte Landesfläche von Bayern verstreut (Abb. 16 und Abb. 17).

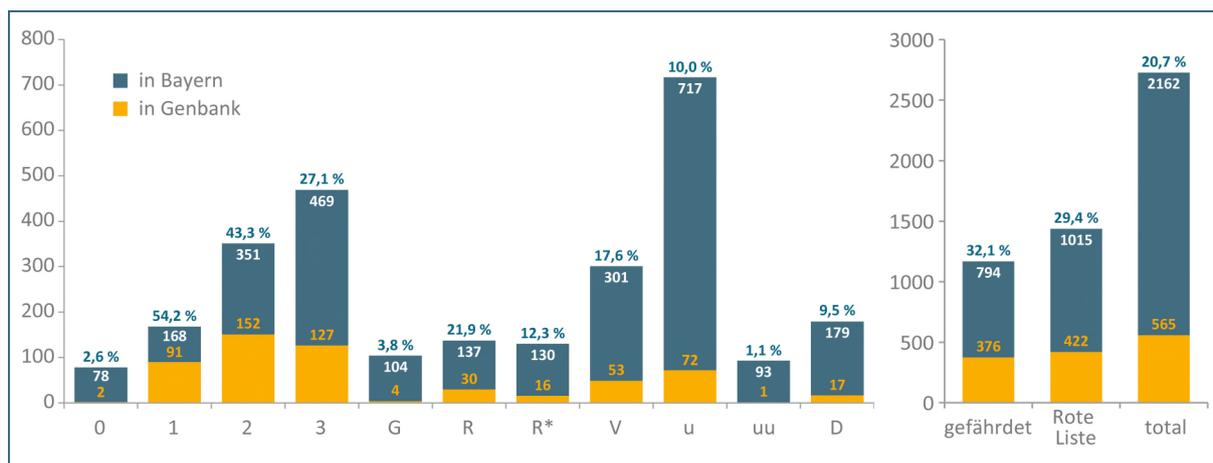


Abb. 15: Anzahl der Pflanzensippen pro Gefährdungskategorie der bayerischen Roten Liste und Anteil [%] der davon in die Genbank Bayern Arche eingelagerten Sippen.

Es konnten zirka 30 % der gefährdeten Bayerischen Pflanzenarten mit einer oder mehr Aufsammlungen in die Genbank eingelagert werden, was etwa dem Umfang entspricht, in dem andere Europäische oder weltweite Samenbanken seltene Pflanzen eingelagert haben (GODEFROID et al. 2011; SHARROCK et al. 2014).

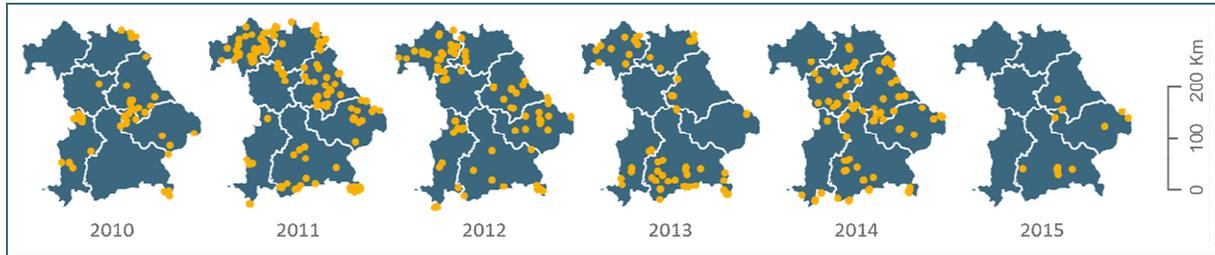


Abb. 16: Chronologie der Besammlung für die Genbank Bayern Arche zwischen 2010 bis 2015.

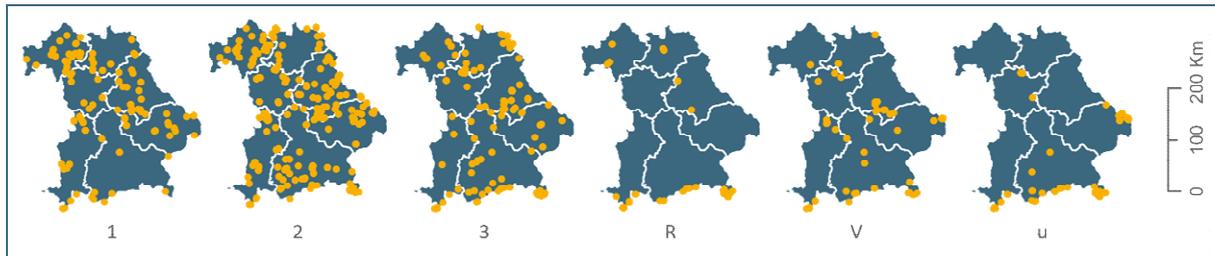


Abb. 17: Besammlung der Arten in der Genbank Bayern Arche nach Kategorien der Bayerischen Roten Liste.

Die Genbank Arche Bayern profitiert stark von der engen Zusammenarbeit mit dem Botanischen Garten der Universität Regensburg. So ist es möglich, Arten, die über keinen oder nur einen geringen Samenansatz verfügen, in Erhaltungskultur zu nehmen (wie *Sorbus*-Arten). Neben der Erhaltung im Botanischen Garten werden auch Vermehrungskulturen von Arten betrieben, um die Samenmengen zu erhöhen.

Außerdem werden im Rote-Liste-Beet des Botanischen Gartens Regensburg viele dieser Pflanzenarten der Öffentlichkeit zugänglich gemacht. Die Individuen stammen dabei meist aus den Keimungsexperimenten. Bereits im Rote-Liste-Beet vorhandene Arten wurden zum Teil ebenfalls in die Samenbank aufgenommen. Diese eignen sich besonders für ausführliche Keimungsuntersuchungen, da so die Freiland-Populationen nicht beeinflusst werden.

Eine Liste der besammelten Arten kann im Zusatzband zu dieser Publikation eingesehen werden, der die Anhänge zusammenfasst.

6 Wissenschaftliche Begleituntersuchungen

Trotz der fast hundert Jahre alten Geschichte von Genbanken (TAUSCH et al. 2015) und einem aktuell hohen Stellenwert (siehe Kapitel 7.1.1) besteht insbesondere bei Wildpflanzensamen noch immer Forschungsbedarf, beispielsweise hinsichtlich der Keimungsökologie seltener Arten, der Alterungsfähigkeit von Wildpflanzensamen und der Verbesserung von Qualitäts- und Lebensfähigkeitstests.

Neben Arbeiten im Bereich der Saatgutforschung wurden an der Universität Regensburg die repräsentative Besammlung von pflanzengenetischem Material untersucht und der Zeitaufwand der Arbeitsschritte innerhalb einer Genbank analysiert.

6.1 Keimungsökologische Untersuchungen

Da das Keimungsverhalten von seltenen Arten bislang nur unzureichend erforscht ist, wurden umfangreiche keimungsökologische Untersuchungen durchgeführt (Abb. 18), beispielsweise um notwendige Informationen für erfolgreiche Wiederansiedelungen zu gewinnen. So kann ein Same nur unter für ihn

geeigneten Umweltbedingungen (Feuchtigkeit, Sauerstoff, Temperatur und Licht), innerhalb zeitlicher (Jahreszeiten) sowie räumlicher Fenster (wie Vegetationslücken) keimen (BEWLEY et al. 2013b; POSCHLOD et al. 2013).

Diese Dormanz- und Keimungsmechanismen, welche die Etablierungswahrscheinlichkeit einer Pflanze maximieren, stehen im Fokus der Untersuchungen. Sind sie nicht bekannt, hat ein Ausbringen von Samen häufig keinen Erfolg und es verbraucht unnötig Samenmaterial und Zeit.

6.1.1 Keimung und Dormanz

Die Wiederaufnahme des Embryowachstums (oder die Keimung) eines Samens ist ein Prozess, welcher mit der Aufnahme von Wasser beginnt und mit dem Erscheinen der Embryonalachse – meist der Keimwurzel – endet (BEWLEY et al. 2013b). Die Wasseraufnahme aktiviert zunächst die Zellatmung des Samens und damit keimungsrelevante Gene und Proteine. Für eine erfolgreiche Keimung muss der Embryo das ihn umgebende Gewebe durchdringen können, was durch ein zunehmendes Wachstumspotenzial der Wurzel und/oder eine Abnahme/Abschwächung der Gewebestruktur ermöglicht wird.

Vor der Keimung liegen zwei Entwicklungsstadien, in denen sich ein reifer Same befinden kann. Es sind die Samenruhe (Quieszenz) und die Dormanz, welche häufig miteinander verwechselt werden. Ein reifer Same wird bis zum Zeitpunkt der Wasseraufnahme und Aktivierung der Keimung als quieszent bezeichnet (BASKIN & BASKIN 2004). Ein dormanter Same hingegen, der bereits Wasser aufgenommen hat und metabolisch aktiv ist, keimt selbst bei günstigen Bedingungen nicht, da physiologische oder physikalische Mechanismen des Embryos oder der umgebenden Gewebe das Wachstum und damit die Keimung verhindern (BASKIN & BASKIN 2004; LINKIES et al. 2010).

Dementsprechend kann bei dormanten Samen der Vorgang der Dormanzaufhebung mit der Stimulierung von Keimung gleichgesetzt werden (FINCH-SAVAGE & FOOTITT 2012), welcher nach BEWLEY et al. (2013b) von folgenden Umweltbedingungen beeinflusst wird:

- Feuchtigkeit,
- konstante oder alternierende [Tag/Nacht] Temperatur,
- Licht (Quantität, tägliche Verbreitung und spektrale Qualität),
- Sauerstoff und
- Chemikalien (wie Ethylen, Karrikins, Nitrate).

Basierend auf den Arbeiten von NIKOLAEVA (1969, 1977) haben BASKIN & BASKIN (2001, 2004) das am häufigsten verwendete Klassifikationsschema der Samendormanz entwickelt. Es unterscheidet zwischen:

- physiologischer (PD),
- morphologischer (MD),
- morfo-physiologischer (MPD),
- physikalischer (PY),
- kombinierter (PY+PD) Dormanz und
- nicht-Dormanz (ND).



Abb. 18:
Überprüfung der Keimung von in Petrischalen angesetzten Samen.

Der häufigste Dormanztyp, PD kann in verschiedene Typen unterteilt werden, welche durch unterschiedlich lange Zeitspannen des Nachreifens, der Kälte- oder Wärmestratifikation gebrochen werden. Auch spielen die beiden antagonistischen Phytohormone Gibberelline (GA) und Abscisinsäure (ABA) bei der hormonregulierten Aufhebung der PD und Induktion der Keimung eine große Rolle.

Die physikalische Dormanz wird aufgehoben, wenn die Samenschale aufgebrochen (skarifiziert) und damit eine Wasseraufnahme ermöglicht wird (BASKIN et al. 2000).

Samen mit morphologischer Dormanz benötigen keine spezielle dormanzbrechende Behandlung, sondern Zeit für die Reifung und das Wachstum des unterentwickelten Embryos (PHARTYAL et al. 2009). Abhängig vom Grad der morpho-physiologischen Dormanz benötigen diese Samen mehr oder weniger komplizierte Vorbehandlungen wie Temperatursequenzen, um die Dormanz aufzuheben (BASKIN & BASKIN 2004).

6.1.2 Ökologische Zusammenhänge

Im Laufe von Pflanzenevolution und Kolonisierung des Landes war der Same die wohl bedeutendste Innovation der Gefäßpflanzen vor zirka 350 Millionen Jahren (CLARKE et al. 2011; COIFFARD et al. 2012). Diese Anpassung, welche fortan die sexuelle Reproduktion in Abwesenheit von Wasser ermöglichte, hat gleichzeitig das Überleben und die Ausbreitung der Samenpflanzen stark beschleunigt. Samen beinhalten die Nahrung für Keimung und Etablierung, während der Embryo gleichzeitig durch den Einschluss in die Samenschale (Testa) geschützt ist (RAVEN et al. 2000).

Aus ökologischer Sicht haben die physiologischen, morphologischen und chemischen Eigenschaften eines Samens sowohl Einfluss auf Zeit und Ort der Keimung als auch auf die Vitalität des Keimlings und damit den Etablierungserfolg des Pflanzenindividuum. Aber auch der jeweilige Lebensraum mit seinem Zusammenspiel von biotischen und abiotischen Faktoren prägt das Keimverhalten von Pflanzenarten.

So können beispielsweise Samen mit physiologischer Dormanz (PD) deren „Tiefe“ durch Dormanzzyklen anpassen und so auf saisonale Veränderungen reagieren (dormancy cycling, BASKIN & BASKIN 2001; LONG et al. 2014). In unseren Breiten wird die physiologische Dormanz häufig erst durch eine mehrwöchige Kälteperiode im Winter (= Kältestratifikation) aufgehoben. Dadurch wird eine Keimung

im Herbst vermieden und auf das folgende Frühjahr verschoben: Da die jungen Pflänzchen den Winter nicht überleben würden stellen die Pflanzen so sicher, dass die Samen erst keimen, wenn das Frühjahr mit höheren Temperaturen bessere Etablierungschancen bietet.

Dies trifft auch auf Arten des alpinen Raums zu. Hier sind häufig relativ hohe Temperaturen (BASKIN & BASKIN 2001) nötig, um eine Keimung auszulösen, da diese am sichersten ein längeres schneefreies Zeitfenster anzeigen. Flachlandarten keimen in einem breiteren Temperaturbereich (ROSKAKH & POSCHLOD 2015).

Neben langfristigen Temperaturänderungen im Jahresverlauf sind vor allem konkurrenzschwache und/oder amphibische Arten in der Lage, tägliche Temperaturschwankungen zu detektieren (THOMPSON & GRIME 1983: Lücken-Detektionsmechanismus). Dies ermöglicht ihnen, vegetationsfreie Flächen (SILVERTOWN & SMITH 1988) oder die Abwesenheit eines Wasserkörpers (POSCHLOD et al. 1999) für eine erfolgreiche Etablierung zu erkennen. In diesem Zusammenhang spielt für eine erfolgreiche Etablierung außerdem die Keimungsgeschwindigkeit eine große Rolle (DAWS et al. 2008; KOS & POSCHLOD 2010).

Zusätzlich zur Temperatur sind Licht und Sauerstoffkonzentration wichtige Regulatoren für die Keimung von Pflanzen. Während die meisten Arten Licht zur Keimung benötigen, kann gleichzeitig ein hoher Anteil dunkelroten Lichtes (FR) aus dem Wellenlängenbereich größer 700 nm keimungshemmend wirken, da es auf eine dichte Vegetation oder Vergrabensein im Boden hinweist. Bei der Keimung von Wasserpflanzen, deren Samen auf den Gewässergrund absinken, wirkt häufig ein Sauerstoffausschluss förderlich auf die Keimung, obwohl Sauerstoff für die normale Zellatmung essentiell ist (POSCHLOD et al. 2013).

Bei Wildpflanzen ist zudem zu beobachten, dass nicht alle lebensfähigen Samen einer Aufsammlung gleich gut bei speziellen Testbedingungen keimen. Solche Keimung-Polymorphismen können auf unterschiedliche Entwicklungsstadien der Samen oder verschiedene Zeitpunkte der Samenausstreu zurückzuführen sein und gehen häufig mit unterschiedlichen Samengrößen einher (SILVERTOWN 1984). Dieses Verhalten kann dazu dienen, den Etablierungserfolg abzusichern, beispielsweise indem ein Teil der Samen im selben Jahr und anderer Teil erst im Folgejahr keimt (PHILIPPI 1993a, 1993b: Bet-hedging-Effekt).

Diese Beispiele zeigen, wie komplex die Keimökologie ist und unterstreichen, wie wichtig ein derartiges Wissen für den praktischen Naturschutz ist. Ist die Keimökologie bekannt, kann beispielsweise der Erfolg von Etablierungsversuchen erhöht werden, indem Keimnischen (durch Störung der Vegetationsdecke) geschaffen, die Samen vorbehandelt oder die Diasporenbank-Potenziale einer erloschenen Population abgeschätzt werden können.

6.1.3 Durchführung der Keimungsexperimente

Zur Untersuchung der Keimungsökologie steht die Ausstattung der Universität Regensburg zur Verfügung, mittels derer eine große Bandbreite an Umweltbedingungen nachgestellt werden kann (siehe Tab. 2).

Die Vorgehensweise bei den keimungsökologischen Untersuchungen entspricht der Beschreibung aus Kapitel 4.3.1. Eine Zugabe von Gibberellinsäure wird in der Regel bei der Untersuchung der Keimungsökologie nicht verwendet, kann aber bei Keimfähigkeitstests zum Einsatz kommen. Zur Erzeugung hypoxischer Bedingungen wird im Exsikkator Luft-Sauerstoff durch Stickstoff ersetzt. Dunkelkeimungsansätze werden in lichtdichten Boxen durchgeführt. Das Ansetzen und die Kontrolle der Keimung finden dann in einer Dunkelkammer statt, nur unter Zuhilfenahme eines Grünlichtlasers („Si-

cherheitsgrünlicht“) mit einer exakten Wellenlänge von 532 nm. Durch die Verwendung von Polyethylen-Glycol (PEG) kann bei einer Keimungsuntersuchung künstlicher Wassermangel erzeugt werden.

Tab. 2: Verwendete Bedingungen und Zweck der Vorbehandlungen für Keimungsuntersuchungen.

Parameter	Vorbehandlung/Bedingung	Anwendung/Zweck
Temperatur	<ul style="list-style-type: none"> • 4–30 °C • fluktuierend / konstant • Kälte- (oder Wärme-) Stratifikation 	<p>Erprobung möglicher Temperaturbereiche</p> <p>Lücken-Detektion und Test des Diasporenbank-Potenzials</p> <p>Erforschung des Dormanzverhaltens</p>
Licht	<ul style="list-style-type: none"> • Licht (14 h-Tag) • Ausschluss von Licht 	Dunkelkeimer erkennen, Diasporenbank-Potenzial oder Lücken-Detektion
Sauerstoff	<ul style="list-style-type: none"> • Luftsauerstoff • hypoxische Bedingungen 	Keimung von Wasserpflanzen erforschen
Wasser	<ul style="list-style-type: none"> • Wassersättigung • Verwendung von wasserbindendem Polyethylenglycol 	Erforschen des für eine Keimung nötigen Wasserpotenzials im Boden
Phytohormone/Chemikalien	<ul style="list-style-type: none"> • Gibberellinsäure • Wasserstoffperoxid 	(tiefe) Dormanz aufheben Desinfizieren von Samen
Mechanisches Aufbrechen	<ul style="list-style-type: none"> • Skarifikation mit Skalpell oder Sandpapier 	physikalische oder schalenvermittelte Dormanz aufheben

Seit 2011 werden die für keimungsökologische Untersuchungen verwendeten Samen zunächst einer Röntgenuntersuchung unterzogen und dementsprechend nur lebendiges, potenziell keimfähiges Saatgut verwendet (siehe Kapitel 4.3.3). Dies reduziert den Umfang des sonst nötigen zeitintensiven klassischen Lebensfähigkeitstests (Tetrazolium-Test, siehe Kapitel 4.3.2). Wenn die Keimfähigkeit der Samen bekannt ist, kann durch die Berechnung des VAG (viability adjusted germination; SWEEDMAN & MERRITT 2006) die Aussagekraft der Keimungsuntersuchung weiter erhöht werden.

Beträgt der VAG 100 % sind alle lebendigen Samen zur Keimung gebracht worden. Niedrige Werte hingegen geben an, dass die untersuchte Bedingung nicht zu einem optimalen Keimungserfolg führte.

$$VAG = \frac{\text{Anteil gekeimter Samen}}{\text{Anteil lebendiger Samen}} * 100 \%$$

Die Keimungsgeschwindigkeit liefert Kenntnisse über die Vitalität einer Art (seed vigour tests; BEWLEY & BLACK 2006) oder ermöglicht Vorhersagen über den Erfolg einer Keimung beziehungsweise die Etablierung (DAWS et al. 2008). Als Maß für die Keimungsgeschwindigkeit wird standardmäßig der T_{50} -Wert berechnet. Dieser Wert gibt die Anzahl an Tagen an, bis zu der 50 % der Gesamtkeimzahl ($N/2$) erreicht sind (SAATKAMP et al. 2011). t_i und t_j stellen dabei die Tage vor und nach diesem Zeitpunkt dar ($n_i < N/2 < n_j$). Je niedriger der T_{50} Wert ist desto höher ist die Keimungsgeschwindigkeit.

$$T_{50} = t_i + (t_j - t_i) \times \left(\frac{N}{2} - n_i \right) / (n_j - n_i)$$

6.1.4 Ergebnisse der keimungsökologischen Untersuchungen

Insgesamt wurden 283 Sippen mit über 1.200 unterschiedlichen Tests untersucht (siehe Tab. 3). Bei 196 Sippen wurden drei oder mehr, bei 107 Sippen mehr als fünf Keimbedingungen erprobt. Umfassende Keimungsuntersuchungen mit mehr als 10 getesteten Bedingungen, wie bei *Campanula cervicaria* (Abb. 19) wurden nur durchgeführt, wenn ausreichend Saatgut vorhanden war.

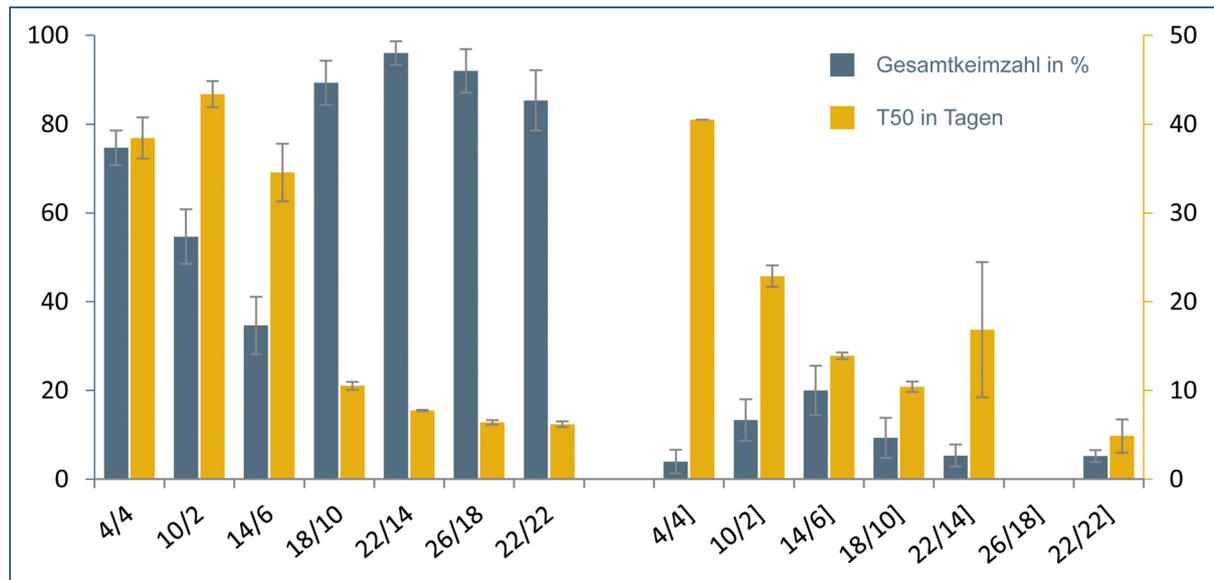


Abb. 19: Gesamtkeimrate in % (blaue Säule) und Zeitdauer bis 50 % der Gesamtkeimzahl erreicht wurden (T_{50} ; gelbe Säule) am Beispiel von *Campanula cervicaria*; inklusive der Variante] = Lichtausschluss

Die x-Achse beschreibt die Versuchsbedingungen (in °C): Bei konstanten Temperaturregimen sind beide Zahlen gleich (4/4 oder 22/22); bei täglich alternierendem Temperaturregime (10/2, 14/6, 18/10, 22/14, und 26/18) wechseln die Temperaturen zwischen Tag/Nacht mit parallelen Licht-Dunkel-Fluktuationen.

Bei 84 % der Sippen konnten in mindestens einem Ansatz mehr als 80 % der lebensfähigen Samen zur Keimung gebracht werden ($VAG > 80\%$). Bei 10 % der untersuchten Sippen wurde mit den getesteten Bedingungen keine, beziehungsweise bei 6 % nur eine niedrige Gesamtkeimzahl ($VAG < 80\%$) erzielt.

Viele der Sippen bei denen die optimalen Bedingungen für eine erfolgreiche Keimung trotz langer Untersuchungsdauer und zahlreichen Temperaturwechsel-Ansätzen nicht erfasst werden konnte, zählen zur Familie der Gentianaceae. Der T_{50} -Wert der besten Keimbedingung reichte hier von einem Tag bis hin zu 112 Tagen.

Im Folgenden werden die Ergebnisse der Untersuchungen zusammenfassend am Beispiel einzelner Sippen aufgegriffen und beschrieben.

a) Keimung bei thermalem Optimum

Behandlung: Temperaturregime konstant oder täglich alternierend (für 14/10 h; siehe Abb. 19).

■ = Gesamtkeimzahl in %

■ = T₅₀ in Tagen (Zeitdauer bis 50 % der Gesamtkeimzahl erreicht wurden)

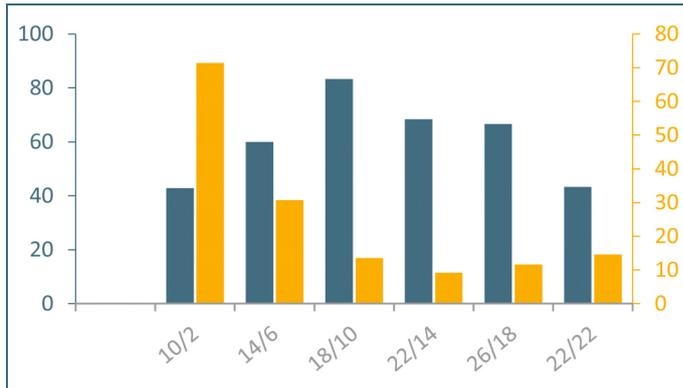


Abb. 20:
Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀
in Tagen (gelbe Säule)
bei Felsen-Leimkraut (*Silene rupestris*)

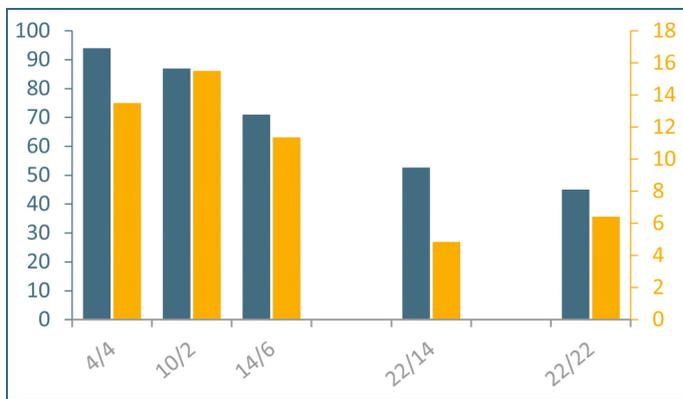


Abb. 21:
Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀
in Tagen (gelbe Säule)
bei Venus-Frauenspiegel
(*Legousia speculum-veneris*)

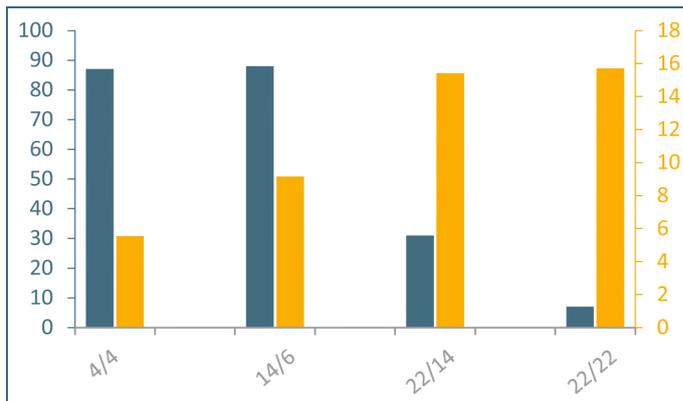


Abb. 22:
Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀
in Tagen (gelbe Säule)
bei Kiel-Lauch (*Allium carinatum*)

Eine Vielzahl der untersuchten Sippen keimte in einem breiten Temperaturbereich.

Dabei besaßen einige Sippen, wie *Silene rupestris* (Abb. 20), ein thermales Optimum sowohl hinsichtlich ihrer Gesamtkeimzahl (hier bei 18/10 °C), als auch bezüglich ihrer Keimungsgeschwindigkeit (hier bei 22/14 °C). Mit ab- oder zunehmender Temperatur reduzierten sich die Gesamtkeimzahl und die Keimungsgeschwindigkeit.

Die Gesamtkeimzahl von *Legousia speculum-veneris* (Abb. 21) und *Allium carinatum* (Abb. 22) nahm mit steigender Temperatur ab, wobei bei *Allium* gleichzeitig der T₅₀ bei hohen Temperaturen später und bei *Legousia* früher erreicht war.

b) Keimung in breitem Temperaturbereich

Behandlung: Temperaturregime konstant oder täglich alternierend (für 14/10 h; siehe Abb. 19).

Vorbehandlungen zur Aufhebung von Dormanz:

* = Kältestratifikation

] = Lichtausschluss

■ = Gesamtkeimzahl in %

■ = T₅₀ in Tagen (Zeitdauer bis 50 % der Gesamtkeimzahl erreicht wurden)

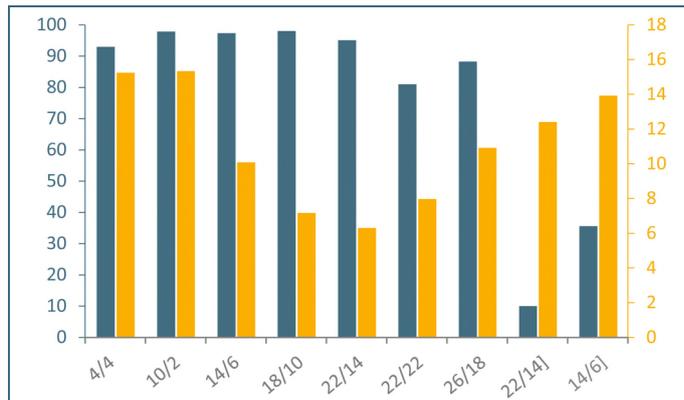


Abb. 23: Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) bei Lämmersalat (*Arnoseris minima*)

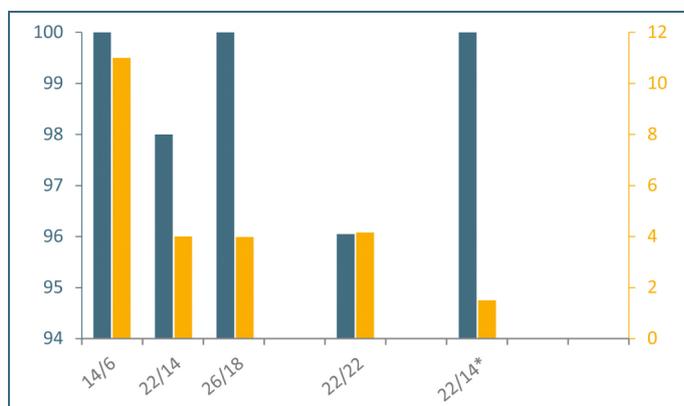


Abb. 24: Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) bei Nelken-Haferschmiele (*Aira caryophyllea*)

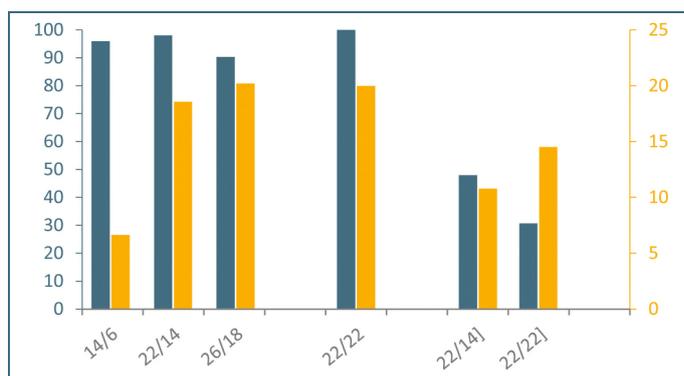


Abb. 25: Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) bei Gewöhnlichem Hornkraut (*Cerastium fontanum*)

Dem gegenüber standen Sippen, welche keine temperaturabhängigen Unterschiede in ihrer maximalen Gesamtkeimzahl, jedoch in ihrer Keimungsgeschwindigkeit aufwiesen.

Arnoseris minima (Abb. 23) beispielsweise zeigte ein Optimum der Keimungsgeschwindigkeit bei 22/14 °C.

Bei *Aira caryophyllea* (Abb. 24) nahm die Keimungsgeschwindigkeit mit der Temperatur stetig zu. Die Samen der alpinen Art *Cerastium fontanum* (Abb. 25) keimten mit gleichen Gesamtkeimzahlen bei niedrigeren Temperaturen (14/6 °C) um ein Vierfaches schneller als bei höheren Temperaturen.

c) Keimung mit Kältebehandlung

Behandlung: Temperaturregime konstant oder täglich alternierend (für 14/10 h; siehe Abb. 19).

Vorbehandlungen zur Aufhebung von Dormanz:

* = 42 Tage Kältestratifikation

** = 70 Tage Kältestratifikation

■ = Gesamtkeimzahl in %

■ = T₅₀ in Tagen (Zeitdauer bis 50 % der Gesamtkeimzahl erreicht wurden)

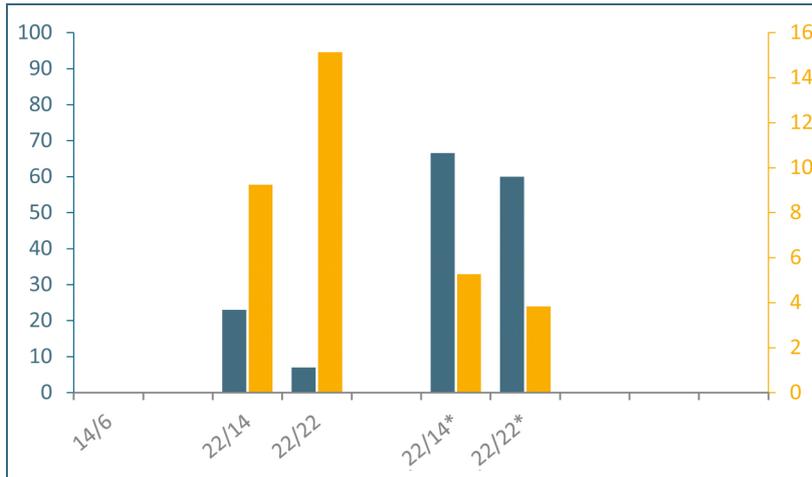


Abb. 26:
Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule)
und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) bei
der Becherglocke
(*Adenophora liliifolia*)

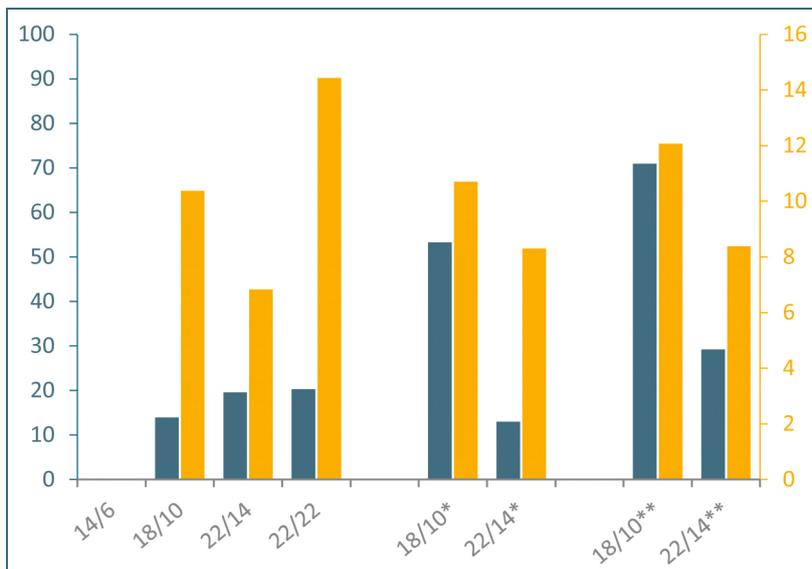


Abb. 27:
Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule)
und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) bei
der Kleinblütigen Bergminze
(*Calamintha nepeta*)

Zirka 30 % der untersuchten Pflanzen benötigten für eine erfolgreiche Keimung (Aufhebung der Dormanz) eine Kältebehandlung (Stratifikation).

Zwar war für die meisten Sippen wie zum Beispiel *Adenophora liliifolia* eine Stratifikationsdauer von 42 Tagen ausreichend (Abb. 26), *Calamintha nepeta* zeigte jedoch, dass bei manchen Sippen eine längere Kältebehandlung von über 70 Tagen den Keimungserfolg signifikant erhöhte (Abb. 27). Gleichzeitig setzte bei dieser Pflanze eine konstante Temperatur (22/22 °C) die Keimung stark herab (siehe 6.1.2).

d) Reduzierte Keimung bei Dunkelheit

Behandlung: Temperaturregime konstant oder täglich alternierend (für 14/10 h; siehe Abb. 19).

Vorbehandlungen zur Aufhebung von Dormanz:

* = Kältestratifikation

] = Lichtausschluss

■ = Gesamtkeimzahl in %

■ = T₅₀ in Tagen (Zeitdauer bis 50 % der Gesamtkeimzahl erreicht wurden)

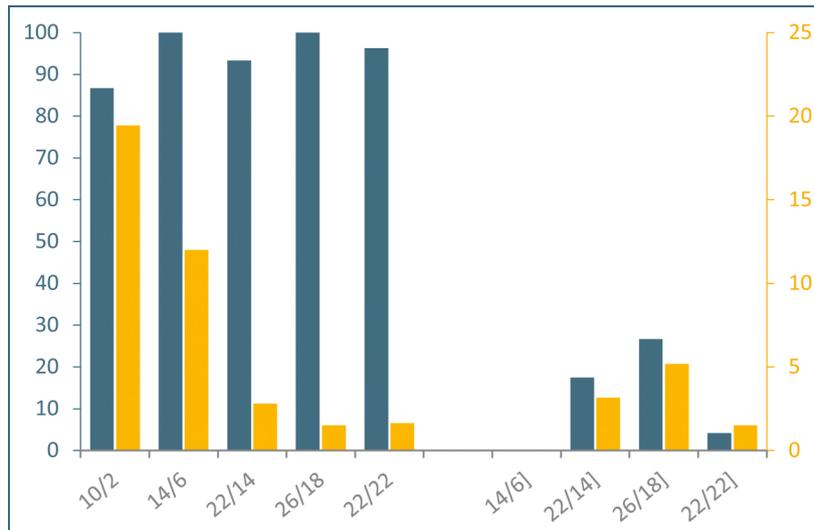


Abb. 28: Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) beim Kleinen Flohkraut (*Pulicaria vulgaris*)

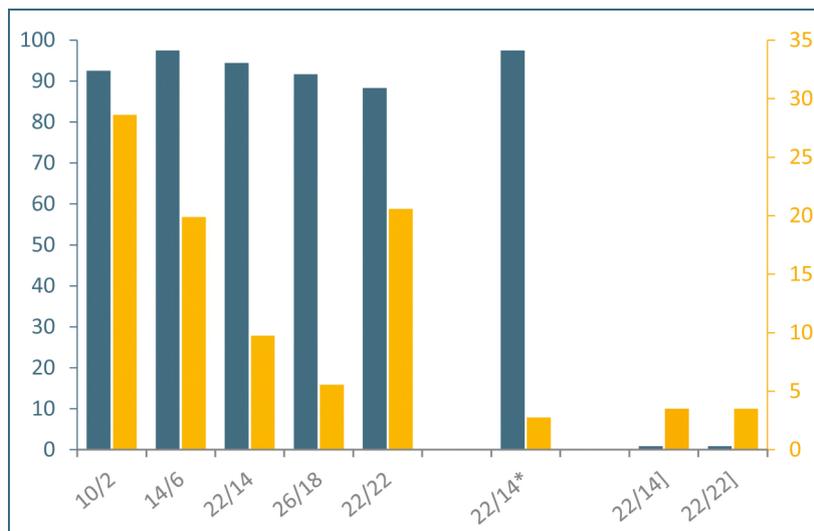


Abb. 29: Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) beim Mauer-Gänsefuß (*Chenopodium murale*)

Bei einem Großteil der Sippen wurde durch Lichtausschluss die Keimung stark oder fast vollständig reduziert.

Die einjährigen Pflanzensippen *Pulicaria vulgaris* und *Chenopodium murale* erreichten dagegen im Licht bei diversen Temperaturen sehr hohe Gesamtkeimzahlen (Abb. 28 und Abb. 29).

e) Gute Keimung bei Dunkelheit

Behandlung: Temperaturregime konstant oder täglich alternierend (für 14/10 h; siehe Abb. 19).

Vorbehandlungen zur Aufhebung von Dormanz:

' = Skarifikation der Samenschale

] = Lichtausschluss

■ = Gesamtkeimzahl in %

■ = T₅₀ in Tagen (Zeitdauer bis 50 % der Gesamtkeimzahl erreicht wurden)

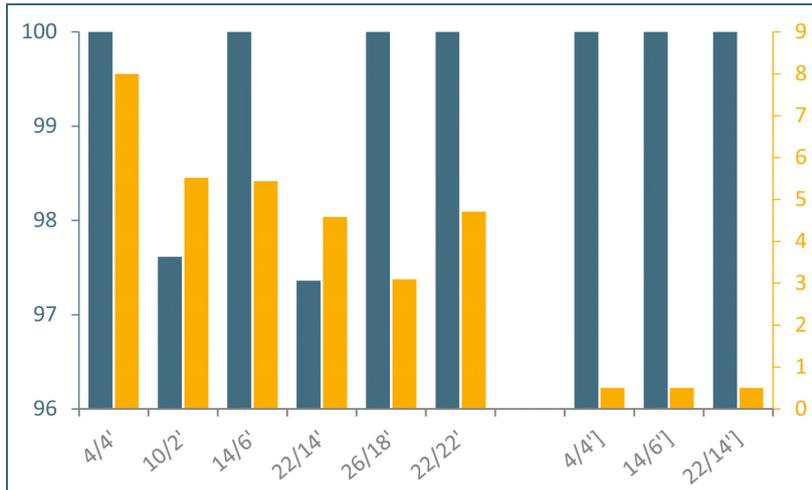


Abb. 30: Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) beim Gletscher-Tragant (*Astragalus frigidus*)

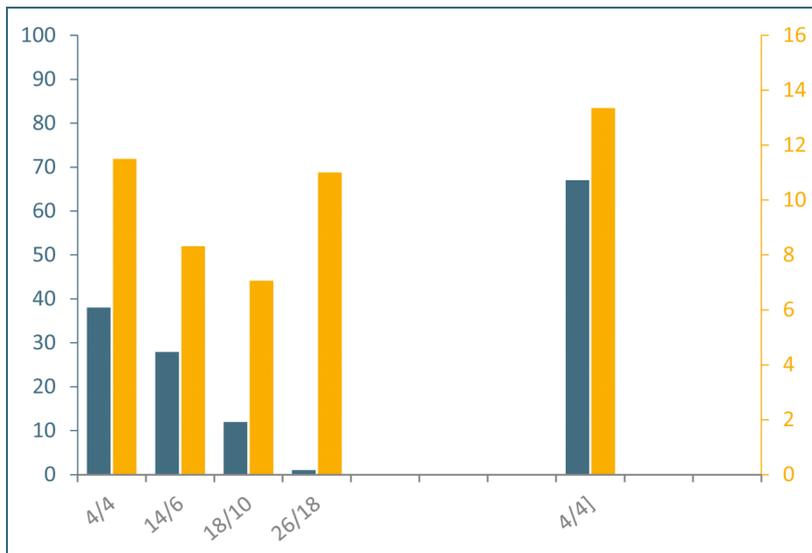


Abb. 31: Gesamtkeimzahl in % (blaue Säule) und T₅₀ in Tagen (gelbe Säule) beim Rundblättrigen Hasenohr (*Bupleurum rotundifolium*)

Dunkelheit reduzierte in den meisten Fällen die Gesamtkeimzahl signifikant. Viele Sippen mit hartschaligen Samen wie *Astragalus frigidus*, welche ausschließlich nach einer Skarifikation keimten, wiesen aber auch bei Lichtausschluss eine hohe Gesamtkeimzahl auf (Abb. 30).

Bupleurum rotundifolium erreichte sogar die höchste Gesamtkeimzahl (Abb. 31) bei kühlen Temperaturen (4 °C) und Dunkelheit.

f) Zusammenfassung der Keimungsexperimente

Die Ergebnisse aller untersuchten Keimungsbedingungen sind in Tab. 3 zusammenfassend aufgeführt. Dargestellt werden die untersuchten Temperaturbedingungen bei konstanten oder täglich alternierenden (14/10 h) Temperaturen und parallelen Licht-Dunkel-Fluktuationen. Folgende Temperaturregime (in °C) wurden getestet: 4/4, 10/2, 14/6, 18/10, 22/14, 22/22 und 26/18. Ferner wird angegeben ob eine oder mehrere der folgenden Vorbehandlungen einen positiven (+), negativen (-) oder keinen (=) Effekt auf den Keimerfolg hatten.

Abkürzungen:

STR = + = Kältestratifikation, x = Wärmestratifikation

SCA = Skarifikation der Samenschale

DAR = Lichtausschluss

GA3 = Vorbehandlung mit Gibberellinsäure (GA₃)

HYP = Sauerstoffausschluss (hypoxisch)

T₅₀ = Zeitdauer bis 50 % der Gesamtkeimzahl erreicht wurden:

++++ = < 5 Tage,

+++ = 6–10 Tage,

++ = 11–20 Tage,

+ = > 20 Tage

Tab. 3: Ergebnisse der durchgeführten Keimungsuntersuchungen. Die Keimbedingungen dürfen nur innerhalb der Zeilen verglichen werden! Die Bedingung mit den meisten + lieferte den höchsten Erfolg. Ein negatives Vorzeichen zeigt keinen Keimerfolg unter der jeweiligen Bedingung an. Erläuterung siehe Text in Kapitel 6.1.3; Abkürzungen siehe oben.

Artname	4/4	10/2	14/6	18/10	22/14	22/22	26/18	STR	SCA	DAR	GA3	HYP	T ₅₀
<i>Achillea clavennae</i>			+		+++								+++
<i>Acinos arvensis</i>	-				++	+							++++
<i>Adenophora liliifolia</i>	-		-		++	++		+					++++
<i>Aethionema saxatile</i>			+		+++	++	+++						++
<i>Agrostemma githago</i>					+								++++
<i>Aira caryophyllea</i>	-		+		+	+	+						++++
<i>Aira praecox</i>	+	+	+		+	+	+						++++
<i>Ajuga chamaepitys</i>	-	-			++	+	++				+		+++
<i>Allium angulosum</i>	-		-		++	+	++	+				+	++++
<i>Allium carinatum</i> ssp. <i>pulchellum</i>	+++	++	+++		++	+							+++
<i>Allium senescens</i> ssp. <i>montanum</i>	-	-	+	++	++	++	++	+					+++
<i>Allium suaveolens</i>			+		+++	+	++	++		+	+++		++++
<i>Alyssum montanum</i> ssp. <i>gmelinii</i>	+				++	++							++++
<i>Alyssum montanum</i> ssp. <i>montanum</i>					+								+++
<i>Anagallis foemina</i>	-				+	-	+				+		++++
<i>Anagallis minima</i>					-	+	-	+					+++
<i>Androsace elongata</i>					+			=					
<i>Androsace septentrionalis</i>	-	+			++	++	++						++++
<i>Anemone narcissiflora</i>					+								+
<i>Antennaria carpatica</i>			+		+		+						++
<i>Antennaria dioica</i>	-		+		++		+	+					++++
<i>Aquilegia einseleana</i>	-						-						
<i>Arabis alpina</i>	-		-		+	-	+	++					++++
<i>Arabis bellidifolia</i> ssp. <i>stellulata</i>	-		-		+	+		++					+
<i>Arabis caerulea</i>	+		++		+++	+++	+++	+					++++
<i>Armeria maritima</i> ssp. <i>elongata</i>	+				++	++				-			+++

Artname	4/4	10/2	14/6	18/10	22/14	22/22	26/18	STR	SCA	DAR	GA3	HYP	T ₅₀
<i>Armeria maritima</i> ssp. <i>serpentini</i>			++		++		+						+++
<i>Arnica montana</i>			+		+	+	+						+++
<i>Arnoseris minima</i>	++	++	++	++	++	+	++						+++
<i>Artemisia scoparia</i>			+		+++								++++
<i>Asperugo procumbens</i>					++	+							+++
<i>Asperula cynanchica</i>	+				++			+	+				+
<i>Aster alpinus</i>			+		++								++++
<i>Aster amellus</i>	+				++	++	++						+++
<i>Astragalus australis</i>			+		+		+		+				++++
<i>Astragalus frigidus</i>	++	+	++		++	+	+		+	+			++++
<i>Bartsia alpina</i>					+	-					+		++++
<i>Berteroa incana</i>					+	+							++++
<i>Betonica alopecuroides</i>	-	-			+			+					++
<i>Betula humilis</i>					++		-	+					++++
<i>Biscutella laevigata</i>			+		++								++++
<i>Bolboschoenus maritimus</i>					-								
<i>Bromus arvensis</i>	+	+	+		++	+	++						++++
<i>Bromus commutatus</i> ssp. <i>commutatus</i>	+	++	++		++	++	++						++++
<i>Bromus racemosus</i>					+	-							++++
<i>Bromus secalinus</i>	+	+	+		++	++	++						++++
<i>Bupleurum longifolium</i>					-			=					
<i>Bupleurum rotundifolium</i>	++++		+		++	+	+			+			++
<i>Calamintha nepeta</i>	-		-		+++	++	+	+					++
<i>Campanula cervicaria</i>		+	+	++	+++	++	+++	=	-	-			+++
<i>Campanula latifolia</i>	-		-		-	-	-	=					
<i>Campanula rapunculoides</i>	-	+	+		+	+	++	+					++++
<i>Campanula rotundifolia</i>	-				+	+				-			+++
<i>Campanula thyrsoidea</i>	-	+			+++	+++	+++	+			=		++++
<i>Cardamine alpina</i>	+		+										+++
<i>Carex appropinquata</i>	-		-		+	++		+	+				++++
<i>Carex atrata</i> ssp. <i>atrata</i>	-	-			+		++	+	+				++++
<i>Carex bohémica</i>	-	-	-		+	+		+	++				+++
<i>Carex buxbaumii</i>					++	+	+	X					++++
<i>Carex capillaris</i>		-			+			+	+				++++
<i>Carex distans</i>	-				+		+	+					++
<i>Carex disticha</i>					+				+				
<i>Carex elongata</i>					+				+				++
<i>Carex firma</i>					+			+					+++
<i>Carex hartmanii</i>					+			++	+				
<i>Carex hostiana</i>					++	+		++	+				++
<i>Carex mucronata</i>	+				++			+	+				
<i>Carex pauciflora</i>	-				-			=	=				
<i>Carex pauperula</i>	-				+	-		++	+				++
<i>Carex pulicaris</i>					+	+			+				+
<i>Carex sempervirens</i>	-				+			+	++				++
<i>Carlina biebersteinii</i> ssp. <i>brevibracteata</i>			+	+	+	+							++++
<i>Caucalis platycarpus</i>	-				+			X	-				+
<i>Cerastium fontanum</i>			+		+	+	+			-			+++
<i>Cerintho minor</i>		+			+		-		+				++++
<i>Chenopodium bonus-henricus</i>	-	-	+		+++	++	++	+					++++
<i>Chenopodium murale</i>	-		+		+	+	+	+		-			++++
<i>Chenopodium urbicum</i>	-	+++			++	+	+++	+					++++
<i>Cicerbita alpina</i>			+		++		++						+
<i>Cirsium canum</i>	-				+			=					++++
<i>Cladium mariscus</i>	-	-		-	-	-	-	=					
<i>Cnidium dubium</i>	-				+	+	+				+		++
<i>Cochlearia bavarica</i>			+		+	+	+			-			++++

Artname	4/4	10/2	14/6	18/10	22/14	22/22	26/18	STR	SCA	DAR	GA3	HYP	T ₅₀
<i>Cochlearia pyrenaica</i>			+		++	+							+++
<i>Consolida regalis</i>	++	+			-		-						++
<i>Coronopus squamatus</i>	++		+		++	+			+				+++
<i>Crepis pontana</i>	+	+			-								+
<i>Cynoglossum officinale</i>			-		+++	++	+	++		+			+++
<i>Cyperus fuscus</i>	-	-			++	+	+	+		-			+++
<i>Dianthus carthusianorum</i>					+	+							++++
<i>Dianthus gratianopolitanus</i>					+	+							+++
<i>Dianthus seguieri</i> ssp. <i>glaber</i>		+	+	+++	++++	++	++++						+++
<i>Doronicum austriacum</i>	-	-			+	+	+	+		-			++++
<i>Dorycnium germanicum</i>					++	+			+				++++
<i>Draba incana</i>	-	-			+			++	+				+++
<i>Draba sauteri</i>	+				++			+					
<i>Draba verna</i> ssp. <i>verna</i>	+				+	+				-			++++
<i>Erigeron uniflorus</i>	+		+++		++								+++
<i>Eriophorum latifolium</i>					+	++	+	++					++++
<i>Eriophorum vaginatum</i>			+		++	++	++						++++
<i>Erysimum odoratum</i>	+				+	+							++++
<i>Euphorbia esula</i>					++	+			+				+++
<i>Euphorbia seguieriana</i>			+				+		+				++++
<i>Euphrasia minima</i>	+		-		-	-	-						++
<i>Festuca duvallii</i>	+		+		+								++++
<i>Filago lutescens</i>	+		++		++								++++
<i>Filago minima</i>	+				++	++				-			++++
<i>Fumana procumbens</i>			+		++	+		++	+				++++
<i>Gentiana acaulis</i>													+++
<i>Gentiana cruciata</i>	+		++		+++	+++		+					+++
<i>Gentiana nivalis</i>													
<i>Gentiana pneumonanthe</i>	+				+++	++		+			=		++++
<i>Gentiana purpurea</i>	-				+				+				++++
<i>Gentiana utriculosa</i>	+			++	+++	++	++	+			+++		+++
<i>Geum reptans</i>	-				+			+					++++
<i>Gladiolus palustris</i>	-	-	+		+			+					++++
<i>Globularia cordifolia</i>	-				+			+					++
<i>Globularia nudicaulis</i>	-				+			=					++
<i>Gypsophila repens</i>	+				++			+		-			++
<i>Helianthemum canum</i>			+		+		+		+	-			++++
<i>Helianthemum nummularium</i>					+								++++
<i>Hieracium alpinum</i>		-	+		+			+					++++
<i>Hieracium aurantiacum</i>					+	+							+++
<i>Hieracium caesium</i>	+		+++		+++	++		-					+++
<i>Hieracium fallax</i> ssp. <i>durisetum</i>			+		++	++		=					++++
<i>Hieracium hoppeana</i> ssp. <i>testimoniale</i>			+		+								+++
<i>Hieracium jurassicum</i>	-		++		++	++	+	=					++
<i>Hieracium peleiterianum</i>	-		+		+	+		=					++++
<i>Hieracium spurium</i> ssp. <i>tubulatum</i>	+		++		+++	+++		=					++++
<i>Hieracium wiesbaurianum</i>	+		++		+++			=					+++
<i>Hierochloa hirta</i> ssp. <i>hirta</i>	-				+			+					+
<i>Holosteum umbellatum</i>					+	+		+		-			
<i>Hordeum secalinum</i>					+								++++
<i>Horminum pyrenaicum</i>	-				+			=					++++
<i>Hyoscyamus niger</i>			+		-	-	+++		+				++++
<i>Hypochaeris glabra</i>					+		+						+++
<i>Hypochaeris maculata</i>		-	+	+	+	+	+						++++
<i>Iris variegata</i>		+			++		++						+
<i>Jasione montana</i>	-				+	+		=					++++
<i>Juncus articulatus</i>			++		+++	+	+	+					+++

Artname	4/4	10/2	14/6	18/10	22/14	22/22	26/18	STR	SCA	DAR	GA3	HYP	T ₅₀
<i>Juncus capitatus</i>	-				++	+	+	+					++++
<i>Juncus conglomeratus</i>					++	+							+
<i>Juncus gerardii</i>	-	-			++	-	+	+		-			+++
<i>Juncus jacquinii</i>	-		+		+	+	+	+					++++
<i>Juncus ranarius</i>	-	+			+	-	-	+					++
<i>Juncus trifidus</i> ssp. <i>monanthos</i>	-				++	+		++	+				++++
<i>Jurinea cyanoides</i>			+		++			+					++++
<i>Kernera saxatilis</i>		-	-		++	+	++						+++
<i>Kickxia elatine</i>			-		+	-	+	+					++++
<i>Lappula deflexa</i>		+	++		++	++	++						++++
<i>Lappula squarrosa</i>			+		+	+	+						++++
<i>Laserpitium prutenicum</i>	-	-	-		++	++	-	+	++				++
<i>Lathyrus palustris</i>			+		+				+				++++
<i>Legousia hybrida</i>					+			+					++++
<i>Legousia speculum-veneris</i>	+++	++	++		++	+							+++
<i>Leontodon incanus</i>	+		+		+++			+					++++
<i>Linum flavum</i>			+		+	+	+	-			+		+++
<i>Linum leonii</i>	-		+		++		+++	-					+++
<i>Linum perenne</i>			++		++	++	+						+++
<i>Linum tenuifolium</i>					+								++++
<i>Lithospermum arvense</i>		-			++		+			=			+++
<i>Loiseleuria procumbens</i>	-		-		+	+	+	+		-	++		++
<i>Lotus tenuis</i>		+			-	+	+		++	++			++++
<i>Lunaria rediviva</i>	+				-				+				+
<i>Lychnis viscaria</i>	-	-	+		+	+	+	+					++++
<i>Medicago minima</i>		+	+		+		+			=			++++
<i>Melica ciliata</i>					+	+							++
<i>Minuartia rubra</i>	-	+	++		++	++	++			=			++++
<i>Minuartia setacea</i>					+	+							+++
<i>Minuartia verna</i> ssp. <i>gerardii</i>			+		++	+++		X					++++
<i>Misopates orontium</i>	-	-			++	-	+	+					+++
<i>Myricaria germanica</i>			+		+	+	+	-					++++
<i>Nonea erecta</i>			-		-								
<i>Nymphaea candida</i>	-		+		-	-	+	+					++
<i>Oenanthe aquatica</i>					+								+++
<i>Oenanthe fistulosa</i>	-		-		+	-							++
<i>Onopordum acanthium</i>					-	-							
<i>Orlaya grandiflora</i>			++	++	++		+		+				++++
<i>Ornithogalum pyrenaicum</i>	-		+					+					++
<i>Oxyria digyna</i>					+								++++
<i>Oxytropis jacquinii</i>			+		+	+	+		+				++++
<i>Oxytropis pilosa</i>					+				+				++++
<i>Pedicularis oederi</i>			-		-								
<i>Pedicularis palustris</i>					-	-	-	=					
<i>Pedicularis sceptrum-carolinum</i>	+				++			+	++				++++
<i>Peplis portula</i>	-		+		++			+					++++
<i>Peucedanum alsaticum</i>			-		-								
<i>Peucedanum cervaria</i>	-				+			+					+++
<i>Peucedanum officinale</i>			+		++	++		+					+++
<i>Phyteuma hemisphaericum</i>					+++	++	+	+					++++
<i>Polycnemum majus</i>	-				+			+					++
<i>Potentilla crantzii</i>			+		++				+				++
<i>Potentilla inclinata</i>	+	+			++	++	++						++++
<i>Potentilla rupestris</i>	+	+	+		+++	++							++
<i>Primula farinosa</i>	-	+	+	+	++	++	++	+		-			++++
<i>Pseudognaphalium luteoalbum</i>			+		++	+++							+++
<i>Pulicaria vulgaris</i>		+	+		+	+	+			-			++++
<i>Pulsatilla alpina</i>				-	-		-	=					

Artname	4/4	10/2	14/6	18/10	22/14	22/22	26/18	STR	SCA	DAR	GA3	HYP	T ₅₀
<i>Pulsatilla patens</i>			+		++	++							++
<i>Pulsatilla vernalis</i> var. <i>alpestris</i>					-								
<i>Pulsatilla vernalis</i> var. <i>bidgostiana</i>					++	+							++++
<i>Pulsatilla vulgaris</i>			+		+++		++						++
<i>Ranunculus alpestris</i>		+	++		+								+
<i>Ranunculus flammula</i>					+								++
<i>Ranunculus lingua</i>					-			=					
<i>Ranunculus rostratulus</i>					+				+				+
<i>Ranunculus sardous</i>	+	+++	+++		++++	++							++++
<i>Ranunculus sceleratus</i>	+				++								++
<i>Rhinanthus minor</i>	+				++			+					++++
<i>Rumex maritimus</i>	-				+	-						-	++++
<i>Salix retusa</i>	+				++			+					++
<i>Salix waldsteiniana</i>			+		++++	+++	++						+++
<i>Samolus valerandi</i>	-	+	++		++	++	+	+		-			+++
<i>Saussurea alpina</i>	+				+								++
<i>Saussurea pygmaea</i>			-		-			=					
<i>Saxifraga aizoides</i>	+		++		++++	+++	+++	+					++++
<i>Saxifraga paniculata</i>	-		-		-			=					
<i>Scabiosa canescens</i>					+	+		=					++++
<i>Scabiosa ochroleuca</i>					+	+							+++
<i>Scheuchzeria palustris</i>	+		+		+++	++		+					+++
<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i>	-		+	-	-	-	-	-		-			+++
<i>Schoenoplectus triqueteter</i>	-				+	-		+					+++
<i>Scleranthus annuus</i>					-			=					
<i>Scleranthus perennis</i>					-			=					
<i>Scorzonera hispanica</i>			+		+								+++
<i>Scorzonera laciniata</i>	+				+								+++
<i>Scorzonera purpurea</i>			+		+								++++
<i>Sedum alpestre</i>			+		++	+++	+++			-			++++
<i>Sedum telephium</i> ssp. <i>fabaria</i>			-		-	-		=		=			
<i>Senecio sarracenicus</i>		-			-								
<i>Seseli annuum</i>	-				+		-	+					+++
<i>Silene acaulis</i>	-	-	-		+	+	+	+					++++
<i>Silene otites</i>	-		+		+	+	-						++++
<i>Silene rupestris</i>	-	+	++	++	++	++	++			-			+++
<i>Sorbus badensis</i>	+				++			+	++				+++
<i>Sorbus cochleariformis</i>	+				++			+	++				++
<i>Sorbus haesitans</i>	+				++			+	++				++
<i>Sorbus herbipolitana</i>	+				++			+	++				+++
<i>Sorbus mergenthaleriana</i>	+				++			+	++				++++
<i>Sorbus perlonga</i>	+				++			+	++				++++
<i>Sorbus puellarum</i>	+				++			+	++				++++
<i>Sorbus ratisbonensis</i>	+				++			+	++				+++
<i>Spergula arvensis</i>						+			+				++++
<i>Spergula morisonii</i>	+				++	-				-			++++
<i>Stachys annua</i>					+			-			+		+
<i>Stachys recta</i>					+			-			+		+++
<i>Stipa pennata</i>					-			=					
<i>Stipa pulcherrima</i>	-				+			+					++++
<i>Taraxacum friscum</i>			+		+								++++
<i>Taraxacum irrigatum</i>			+		+								++++
<i>Taraxacum neue Art</i>			+		+								++++
<i>Taraxacum pauckertianum</i>					+								+++
<i>Teesdalia nudicaulis</i>	+				++	++							++++
<i>Tephrosieris crispa</i>			-		-								
<i>Tephrosieris helenitis</i> ssp. <i>helenitis</i>	-		-		+	-		+					+++

Artname	4/4	10/2	14/6	18/10	22/14	22/22	26/18	STR	SCA	DAR	GA3	HYP	T ₅₀
<i>Tephrosia integrifolia</i> ssp. <i>integrifolia</i>	+	+	++		+++	+++							+++
<i>Tephrosia integrifolia</i> ssp. <i>vindelicorum</i>	+	+	++		++	+++							+++
<i>Teucrium botrys</i>	-	+	++		+++	+++	+++						++++
<i>Teucrium scordium</i>					-	-							
<i>Thalictrum simplex</i> ssp. <i>galioides</i>	-	-			+			+					++
<i>Thymelaea passerina</i>			+		++	++	++		+				++++
<i>Tofieldia calyculata</i>	-	-	+		+	+	+	+		-			+++
<i>Tragopogon pratensis</i>			+		+								++++
<i>Trifolium badium</i>		+	+		+	+	+		+	=			++++
<i>Trifolium montanum</i>					+	+			+	-			++++
<i>Trifolium spadiceum</i>	+				++				+				++++
<i>Trollius europaeus</i>	+	+			++			++	++				++++
<i>Typha shuttleworthii</i>					-	-							
<i>Valeriana officinalis</i>			+		++			+					+++
<i>Valeriana saxatilis</i>			-		+								+++
<i>Veronica alpina</i>	+	+	++		++++	+++	++++						++++
<i>Veronica catenata</i>	-	+		++	++	++	++			-			++++
<i>Veronica dillenii</i>	-				+	+	+						++++
<i>Veronica fruticans</i>	+				++			+					++++
<i>Veronica fruticulosa</i>	+			+	+	+	+	+		=			++
<i>Veronica prostrata</i> ssp. <i>scheereri</i>			+		+		+						+++
<i>Vicia orobus</i>	+				+				+				++++
<i>Viola persicifolia</i>					+						+		+
<i>Xanthium strumarium</i>	+		+++		++++	++		+					+++

6.2 Vergleichende Röntgenuntersuchungen

Die genaue Kenntnis der Lebensfähigkeit des eingelagerten Saatguts ist für jede Genbank aber auch für Wiederansiedelungen von Pflanzenpopulationen mittels Saatgut von großer Bedeutung. Deshalb wurde nach einer schnellen und zuverlässigen Methode gesucht, um die Lebensfähigkeit abzuschätzen zu können, ohne dabei kostbares Saatgut zu verbrauchen. Im Folgenden werden die Ergebnisse der noch unveröffentlichten Studie kurz dargestellt. Die derzeit am häufigsten angewandte Methode zur Detektion der Lebensfähigkeit von Samen ist die Kombination eines Keimfähigkeitstests mit anschließendem Tetrazolium-Test (GOSLING 2003, MILLER 2005).

Nachteil beider Tests ist, dass dabei wertvolles Saatgut verloren geht. Eine Alternative stellt die zerstörungsfreie Röntgen-Methode dar, welche seit 1999 von der internationalen Vereinigung für Saatgutprüfung (ISTA) nicht nur zur Detektion von leeren, vollen und insektenbefallenen Samen (ISTA 1993; SIMAK & GUSTAFSSON 1953), sondern auch zur Unterscheidung von lebendigen und toten Samen empfohlen wird. Bisher wurde die Röntgenanalyse nur an einzelnen agrarwirtschaftlich bedeutsamen und gut erforschten Pflanzenarten wie Mais, Reis oder Tomate (CARVALHO et al. 1999; MENEZES et al. 2012; VAN DER BURG et al. 1994) oder diversen Baumarten (GOODMAN et al. 2005; SOCOLOWSKI et al. 2011; STURIAO et al. 2012) detailliert erprobt. Eine umfangreiche Studie mit einem Fokus aus Wildpflanzenarten gab es bis dato noch nicht.

Die Genbank Bayern Arche hat deshalb eine Untersuchung durchgeführt, in der mehr als 200 Akzessionen von über 170 Wildpflanzenarten mittels Röntgenanalyse untersucht und die Ergebnisse mit denen kombinierter Keimfähigkeits- und Tetrazoliumtests (siehe Kapitel 4.3) verglichen wurden. Ziel war zu zeigen, für welche Pflanzenfamilien sich die Röntgenmethode zur Vorhersage der Lebens- oder Keimfähigkeit besonders eignet und ob weitere Aspekte wie Samenmorphologie, Samengewicht oder Samenform einen relevanten Einfluss haben.

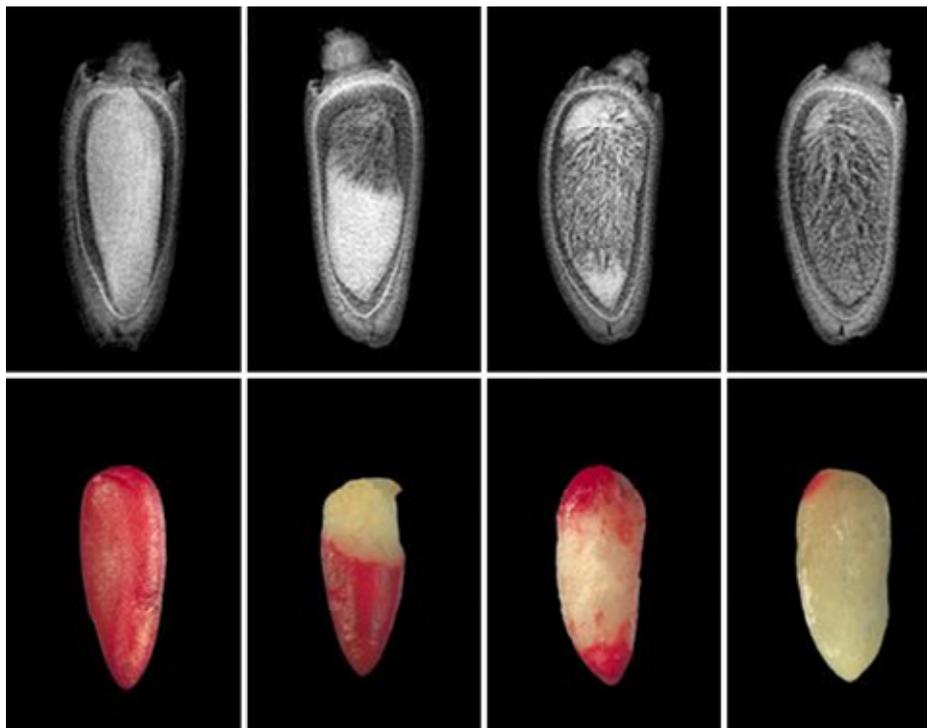


Abb. 32:
Qualitätsuntersuchung
von Samen der
Nickenden Distel
(*Carduus nutans*).
Sowohl durch kombinierte Keimfähigkeits- und Tetrazoliumtests als auch durch Röntgenuntersuchung kann lebensfähiges Gewebe erkannt werden. Es ist im Röntgenbild (oben) als heller Bereich und bei der Tetrazoliumfärbung (unten) als rot gefärbte Bereiche zu erkennen.

Es zeigte sich, dass lebendiges Gewebe sowohl beim Tetrazolium-Test als auch bei der Röntgenanalyse gut detektiert werden konnte (Abb. 32). Die Unterschiede für viele artenreiche Pflanzenfamilien betragen weniger als 5 %. In einigen wenigen Pflanzenfamilien ist die Übereinstimmung aber wesentlich geringer (Tab. 4).

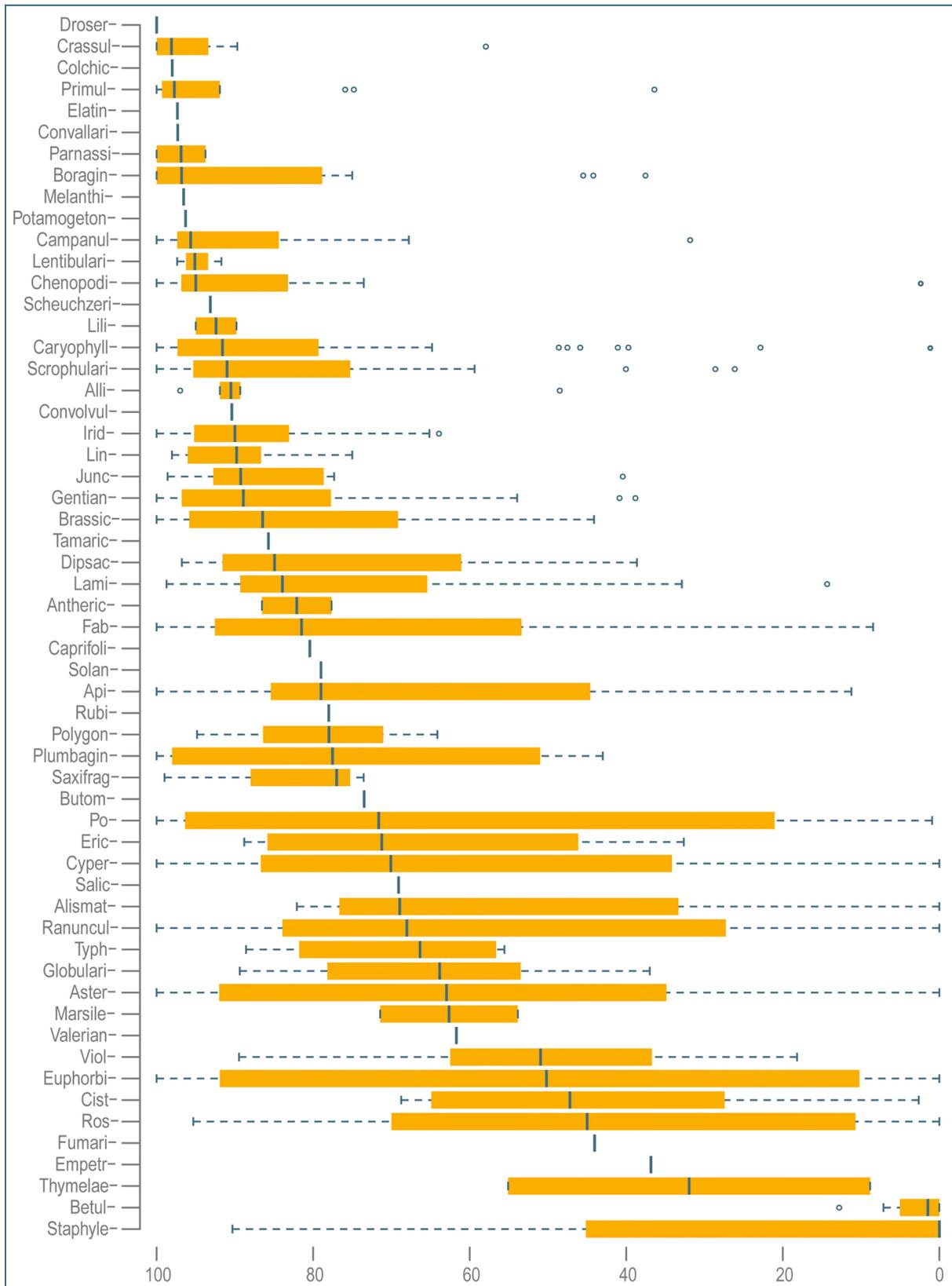


Abb. 33: Ergebnisse der Qualitätskontrolle mit Hilfe eines Samen-Röntgengerätes. Nach Pflanzenfamilien getrennt wird der Prozentsatz voller Samen absteigend dargestellt (- steht für aceae).

Besonders bei Samen mit wenig Endosperm kann die Röntgenanalyse daher die zeitaufwändigen Keimfähigkeits- und Tetrazoliumtests ersetzen. Dies bedeutet eine beträchtliche Ersparnis an Ressourcen und Zeit, denn im Gegensatz zu einer Keimungsuntersuchung, welche häufig mehrere Wochen, und einem Tetrazoliumtest der zirka zwei Tage in Anspruch nimmt, benötigt eine Röntgenaufnahme mit anschließender Bildauswertung im Schnitt 10 Minuten. Insbesondere die zeitaufwändige Präparation für den Tetrazoliumtest entfällt, der Interpretationsaufwand ist sehr ähnlich.

Tab. 4: Übereinstimmung in der Detektion der Lebensfähigkeit von Röntgenuntersuchung und kombinierten Keimfähigkeits- und Tetrazoliumtests in Prozent

Pflanzenfamilien	Anzahl untersuchter Akzessionen	Durchschnittliche Übereinstimmung [%]
Fabaceae, Caryophyllaceae, Iridaceae, Lamiaceae, Poaceae	58	> 98
Asteraceae, Boraginaceae, Brassicaceae, Campanulaceae, Cistaceae, Linaceae, Rosaceae	76	> 95
Apiaceae, Ranunculaceae, Scrophulariaceae	29	> 91
Cyperaceae, Gentianaceae, Juncaceae, Primulaceae	27	> 53

Insgesamt war zu erkennen, dass die Samenqualität zwar zwischen den Familien stark schwankte, aber dennoch deutliche Unterschiede bei den einzelnen Familien zu erkennen waren (Abb. 33). So war beispielsweise bei den Birkengewächsen (Betulaceae) insgesamt der Anteil voller (und damit potenziell lebensfähiger) Samen sehr niedrig, während beispielsweise bei den Primelgewächsen (Primulaceae) und Dickblattgewächsen (Crassulaceae) ein sehr hoher Anteil an vollen Samen gefunden werden konnte.

6.3 Alterung und Langlebigkeit von Samen

Wie bereits in Kapitel 4.1.4 dargestellt, beeinflussen Qualität und Reifegrad des eingelagerten Saatguts den Erfolg einer Ex-situ-Einlagerung. Durch optimierte Bedingungen (tiefe Temperaturen bei gleichzeitig niedriger Luftfeuchte) kann die Lebensspanne von orthodoxen Samen in Genbanken auf Jahrzehnte und sogar Jahrhunderte ausgedehnt werden (VAN TREUREN et al. 2013; WALTERS et al. 2005). Doch trotz bestmöglicher Bedingungen altern Samen bei der Langzeitlagerung, das heißt, ihre Lebensfähigkeit nimmt kontinuierlich ab. Die physiologischen und chemischen Mechanismen der Samenalterung sind sehr komplex und noch nicht vollständig erforscht (NAGEL et al. 2014). Obwohl getrocknete Samen über Schutzmechanismen verfügen, akkumulieren mit zunehmendem Alter freie Radikale und reaktive Sauerstoffspezies (ROS) als Folge chemischer Prozesse. Diese führen zu oxidativen und peroxidativen Schäden in Makromolekülen wie Nucleinsäuren, Lipiden und Proteinen, zumal gleichzeitig die Aktivität von antioxidativen Enzymen abnimmt (BAILLY 2004; BERNAL-LUGO et al. 2000; KRANNER et al. 2010; NAGEL et al. 2014; WALTERS et al. 1998).

Informationen über die Lebensfähigkeit von Samen können entweder durch die jahrzehntelange Beobachtung der Lebensfähigkeit von eingelagerten Samen gewonnen werden (GODEFROID et al. 2010; PROBERT et al. 2009) oder durch die wesentlich zeitsparendere Methode der künstlichen Samenalterung (NEWTON et al. 2009). Bei der künstlichen Samenalterung beschleunigen erhöhte Temperatur und hohe Luftfeuchte (erzeugt bei 45°C über eine Lithiumchlorid-Lösung mit 60 % relativer Luftfeuchte in einem Klimaschrank) die schädigenden Prozesse. Der hohe Wassergehalt der Samen ermöglicht zwar eine Enzym- und Stoffwechselaktivität, gleichzeitig sind jedoch Antioxidations- und Regenerationsmechanismen bei 75–100 % RH nur eingeschränkt aktiv. In der Folge akkumulieren ROS verstärkt als Stoffwechselnebenprodukte (BAILLY 2004). Erst im gequollenen Zustand vor der Keimung können Antioxidantien regeneriert und Reparaturmechanismen aktiviert werden, aber nur, wenn ein kritischer Schwellenwert noch nicht überschritten wurde. Je höher die Akkumulation von Schäden ist, umso länger dauert die Reparatur, weshalb einer abnehmenden Keimfähigkeit häufig eine reduzierte Keimungsgeschwindigkeit vorausgeht (BEWLEY et al. 2013a).

Bisherige Untersuchungen konnten zeigen, dass Samen aus wärmeren und trockeneren Gegenden langlebiger sind als solche aus kalten, feuchten Klimaregionen. Diese Untersuchungen fanden oft über viele Lebensräume hinweg statt (MERRITT et al. 2014; MONDONI et al. 2011; PROBERT et al. 2009) oder waren auf einzelne Arten fokussiert (NGUYEN et al. 2012). Um die Effekte von Samen- und Keimungsmerkmalen (Samengröße, Samenform oder Samenschalendicke, Dormanz, Embryo-Endosperm-Größenverhältnis) detaillierter und ohne die starken Einflüsse des Klimas zu erkennen, wurde die kontrollierte Samenalterung von 39 Kalkmagerrasenarten untersucht. Dabei wurde die Keimfähigkeit bis zu einem halben Jahr lang in regelmäßigen Intervallen überprüft. Aus den Verfallskurven wurde schließlich die „Halbwertszeit“ der Lebensfähigkeit berechnet, welche die Vergleichbarkeit zwischen Akzessionen und Arten ermöglicht und übertragbar auf die Überlebensfähigkeit von Saatgut in einer Genbank ist (PROBERT et al. 2009).

Die Ergebnisse zeigten, dass die „Halbwertszeiten“ der Lebensfähigkeit von Kalkmagerrasenarten stark variieren. Über alle Pflanzenfamilien hinweg spielten zwei Merkmale eine wichtige Rolle: Samen ohne Endosperm und/oder mit physikalischer Dormanz waren generell langlebiger, Samen mit physiologischer Dormanz alterten schneller. Allerdings ist es möglich, dass während des Einfrierens die Dormanz aufgehoben wurde, was diesen Effekt relativieren könnte.

Einfacher messbare Merkmale – wie Samenmasse, Samenform und Samenschalendicke – waren hingegen nicht mit der Lebensdauer assoziiert. Für die Handhabung von Saatgut in Genbanken ist es daher äußerst wichtig, die Langlebigkeit der eingelagerten Arten zu kennen und dementsprechend regelmäßig (alle 5–10 Jahre) mittels Keimfähigkeitstests zu überprüfen (FAO (2013)). Samen mit physiologischer Dormanz oder vorhandenem Endosperm sollten häufiger kontrolliert werden. Ab einer Abnahme der Lebensfähigkeit auf 75–85 %, wird eine Neuaufsammlung (SCHOEN & BROWN 2001) oder die Regeneration der Akzession durch eine Zwischenkultur empfohlen (WAY 2003). Nur so können genetische Veränderungen oder ein möglicher Verlust an genetischer Variabilität verhindert werden.

6.4 Sammelumfang

Die genetische Variation von und zwischen Populationen abzuschätzen ist eine Kernfrage sowohl für populationsgenetische Studien (NYBOM & BARTISH 2000), als auch für Saatgutsammlungen im Rahmen des Naturschutzes (GUERRANT et al. 2004a). Die Vielzahl von heute vorliegenden Anleitungen zur Saatgutsammlung geht auf die Arbeit von MARSHALL & BROWN (1975) zurück. Diese empfehlen für eine Besammlung von 95 % aller verfügbaren Allele eine Akzessionsgröße von 30 Individuen bei fremd- und 59 bei selbstbestäubten Arten. Weitere Zahlen liefern FALK & HOLSINGER (1991) mit einem Probeumfang von 10–50 Individuen, GUERRANT et al. (2004a) mit 50 Individuen und MARSHALL & BROWN (1983) mit 200 Individuen für große Populationen.

Zur Bestimmung der genetischen Variation einer Population stehen heute eine Vielzahl von molekularen Methoden zur Auswahl: Codominante Marker wie RFLP, Mikrosatelliten und SNPs sowie dominante Marker wie RAPDs, ISSR und AFLPs (MUELLER & WOLFENBARGER 1999). Gerade Letztere werden aufgrund geringer Kosten und hoher Reproduzierbarkeit häufig verwendet (BONIN et al. 2004; MEUDT & CLARKE 2007). AFLPs können, wenn eine hohe Anzahl an Loci verwendet wird, das gesamte Genom abdecken und sind daher gut zur Einschätzung der genetischen Variation einer Population geeignet (EIDSEEN et al. 2007; GAUDEUL et al. 2004; MARIETTE et al. 2002).

In einer eigenen Studie wurde die Abhängigkeit der genetischen Variation von der Anzahl an gesammelten Pflanzenindividuen mittels AFLP Technik untersucht. Dazu wurden auf einem Kalkmagerrasen 15 verschiedene Arten ausgewählt von denen jeweils bis zu 50 Individuen zufällig über die gesamte Population hinweg besammelt wurden.

Wie erwartet, nimmt die genetische Variation einer Art mit der Zahl der getesteten Individuen zunächst rasch zu, um im Anschluss in ein Plateau überzugehen, ab welchem eine Hinzunahme weiterer Indivi-

den keine signifikante Steigerung der Varianz mehr mit sich bringt. So konnte gezeigt werden, dass durchschnittlich zirka 23 Individuen besammelt werden müssen, um 95 % der gesamten genetischen Variation einer Population erfassen zu können. Zudem hat der Bestäubungstyp der Arten einen signifikanten Einfluss auf die Anzahl notwendiger Individuen: Während insektenbestäubte Pflanzen das Plateau der genetischen Variation bereits mit 22 Individuen erreichen, müssen bei windbestäubten Arten wenigstens 6 Individuen mehr gesammelt werden, um 95 % der gesamten genetischen Variation abbilden zu können.

Das Verfahrensprotokoll der Genbank Bayern Arche sieht deshalb in Abhängigkeit vom Bestäubungsmechanismus vor, mindestens 22 respektive 28 Individuen einer Population zu besammeln. Eine Erweiterung dieser Vorgaben ist jedoch in den meisten Fällen nötig, um die angestrebte Gesamtmenge von 5.000 Samen pro Population zu erreichen.

6.5 Zeitliche Erfassung der Arbeitsschritte

Es wurde die Dauer analysiert, die eine Akzession braucht, um die Arbeitsschritte von der Sammlung bis zur Einlagerung innerhalb der Genbank Bayern Arche zu durchlaufen. Eine solche tätigkeitsbezogene Zeiterfassung ist eine wesentliche Grundlage für spätere Kostenkalkulationen. Ausgewertet wurden acht Arbeitsschritte: Samensammlung, Samenaufreinigung & Zählung, Qualitätskontrolle mittels Röntgen, Portionierung, Keimversuche, Tetrazolium-Tests, Trocknung, Einpacken & Einfrieren und Dokumentation (Details siehe Kapitel 4). Die Daten wurden auf Plausibilität geprüft und die Mediane des Aufwands pro Arbeitsschritt und Akzession berechnet (Abb. 34). Insgesamt dauerte die Einlagerung einer Akzession durchschnittlich etwa 8:20 Stunden, wobei die mit Abstand meiste Zeit für die Besammlung und die Aufreinigung inklusive der Zählung der Samen aufgebracht werden musste.

Die Zeit für die Besammlung enthält Anfahrt, Auffinden der Population, Artidentifikation, Samensammlung und die elektronische Dokumentation. Um die durchschnittliche Dauer für eine Aufsammlung zu berechnen, wurden 58 Sammeltouren der beiden Koordinatoren verwendet, bei der 340 Akzessionen gesammelt wurden.

Die Anzahl der Akzessionen je Sammeltour reichte von 0 (noch nicht besammbare Populationen, unreife Samen) bis zu 21 Akzessionen bei einer mehrtägigen Besammlung in den Alpen. Die Dauer der Aufreinigung mit einem Median von 130 Minuten variierte stark, von wenigen Minuten bis hin zu mehreren Stunden. Hierfür war sowohl der Umfang der Akzession als auch die Qualität der Aufsammlung entscheidend: Waren Sammlungen durch Pflanzenteile, Insekten, falsche oder unreife Samen kontaminiert, nahm die Dauer der Aufreinigung entsprechend zu. Qualitativ hochwertige Aufsammlungen konnten hingegen rasch verarbeitet werden.

Zu beachten ist ferner, dass weitere alltägliche Arbeitsschritte in einer Genbank nicht für die Analyse verwendet wurden: Planung der Sammelreisen, Administration, regelmäßige Lebensfähigkeitskontrollen und Regeneration blieben ebenso unberücksichtigt, wie die Dauer von Auswertung und Veröffentlichung der Forschungsergebnisse sowie Öffentlichkeitsarbeit.

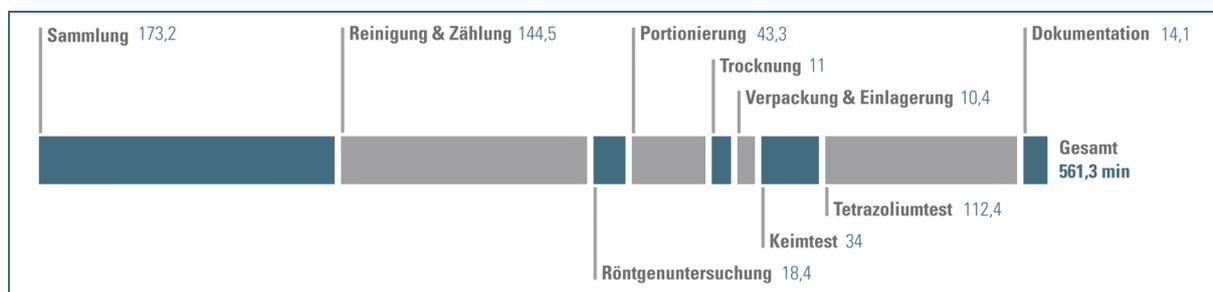


Abb. 34: Mittlere Dauer (in Minuten) der einzelnen Arbeitsschritte in der Genbank Bayern Arche, um eine Akzession einzulagern.

7 Die Rolle einer Genbank im Naturschutz

Der Verlust biologischer Vielfalt ist weltweit unverändert hoch. Trotz In-situ-Schutzbestrebungen nehmen auch in Deutschland die Flächen und die Qualität wichtiger Lebensräume weiterhin ab (siehe Fortschreibungen der Roten Listen; BfN 2014, BMU 2013). Um diesem Trend entgegenzuwirken, wurde eine Reihe von Abkommen vereinbart, die das Ziel haben, die biologische Vielfalt (CBD) und die Phytodiversität im Besonderen (GSPC) zu erhalten.

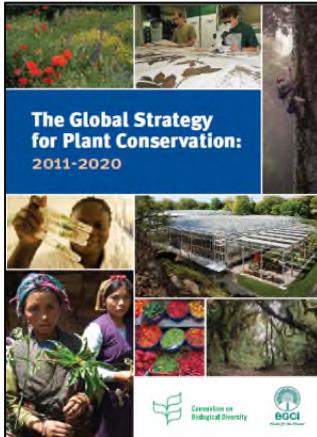
7.1 Ex-situ-Arterhaltung als wichtiges Instrument der GSPC

1999 forderte die Gran Canaria-Deklaration insbesondere angesichts der bereits bemerkbaren Auswirkungen des Klimawandels auf Pflanzen und deren durch die langsame Migrationsgeschwindigkeit verstärkte Gefährdung ein globales Programm zum Schutz von Pflanzen. Diese Deklaration schuf den Grundstein der Globalen Strategie zum Schutz der Pflanzen (Global Strategy for Plant Conservation (GSPC, Decision VI/9) und wurde 2002 in Den Haag (COP6) zusammen mit dem Strategieplan der CBD, welcher den Rückgang der gesamten Biodiversität bis 2010 stoppen sollte (2010-Ziele), ratifiziert. Mit fünf großen Zielsetzungen und insgesamt 16 Zielen sollte die GSPC den Rückgang der Phytodiversität verlangsamen oder aufhalten. Neben dem Erhalt der Habitate (In-situ-Schutz) war darin auch der Schutz von Pflanzen außerhalb ihrer natürlichen Lebensräume (Ex-situ-Schutz) ein wichtiger Baustein zur Sicherung der Phytobiodiversität.

Da weder die 16 Ziele der GSPC noch die 2010-Ziele des Strategischen Plans im Jahr 2010 erreicht wurden (SECRETARIAT OF THE CONVENTION ON BIOLOGICAL DIVERSITY, 2010), wurden diese in Nagoya (COP10, 2010) überarbeitet und sollen nun innerhalb der UN Dekade der Biodiversität (2011–2020) verwirklicht werden. Dabei konkretisiert und stärkt Ziel 8 der Globalen Strategie zum Schutz der Pflanzen (GSPC) erneut die Bedeutung von Ex-situ-Einrichtungen. Im überarbeiteten Beschluss von 2010 (X/17) heißt es, dass „75 % [2002: 60 %] der gefährdeten Wildpflanzenarten in zugänglichen Ex-situ-Sammlungen enthalten sein sollen, vorzugsweise im Herkunftsland und 20 % [2002: 10 %] davon in Wiederansiedlungs- und Wiederherstellungsprogramme einbezogen“ werden sollen. Neben der GSPC wurde auch der Strategische Plan überarbeitet und um 20 Ziele für den Erhalt von Biodiversität erweitert (= Aichi-Ziele). Dabei stellt die Umsetzung des GSPC Ziels 8 einen direkten Beitrag zum Erreichen des Aichi-Ziels 12 dar: „Bis 2020: Das Aussterben bekanntermaßen bedrohter Arten ist unterbunden. Die Erhaltungssituation, insbesondere von den am stärksten im Rückgang begriffenen Arten, ist verbessert und verstärkt“ (SHARROCK et al. 2014).

Die „Nationale Strategie zur biologischen Vielfalt“ zum Erhalt der Artenvielfalt (B 1.1.2) ausschließlich auf den In-situ-Naturschutz sieht zum Erhalt der Genetischen Vielfalt bis 2020 (B 1.1.4) eine „Optimierung der Ex-situ-Erhaltung durch dauerhafte Sicherung und verbesserte Kooperation der entsprechenden Einrichtungen (beispielsweise Genbanken, zoologische und botanische Gärten sowie Museen)“ vor. Bayern hat bisher als einziges Bundesland Verantwortung für den Ex-situ-Erhalt seltener und gefährdeter Pflanzenarten übernommen und damit einen ersten Schritt zur Erfüllung des Ziels 8 der GSPC und des Aichi-Ziels 12 getan.

Auszüge aus zentralen Konventionen zum Schutz der Pflanzenvielfalt (mit Bezug zum Ex-situ-Artenschutz)

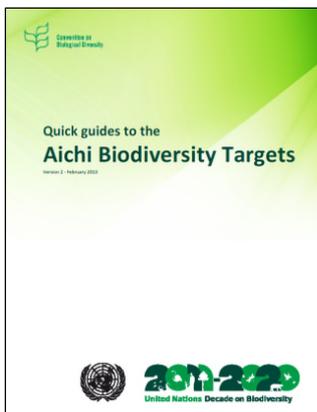


1.) Globale Strategie zum Schutz der Pflanzen (GSPC)

Als ein Bestandteil der Biodiversitäts-Konvention sollen bis zum Jahr 2020 16 Ziele, welche in fünf Kategorien (I–V) zusammengefasst wurden, vollständig umgesetzt werden.

Zielsetzung II Phytodiversität ist wirksam konserviert. Ziel 8

Mindestens 75 % der gefährdeten Pflanzenarten soll in Ex-situ-Erhaltung, vorzugsweise im Herkunftsland genommen werden und mindestens 20 % davon bei Wiederansiedlungs- oder Wiederherstellungsprogrammen Verwendung finden.



2.) Strategischer Plan 2011–2020 für den Erhalt der Biodiversität (Nagoya, COP 10-Auszug)

Um den weiteren Verlust von Artenvielfalt bis 2020 stoppen zu können wurde 2010 in Nagoya ein Strategischer Plan erarbeitet, welcher in fünf Kategorien (= strategische Ziele A–E) insgesamt 20 Kernziele (= Aichi Ziele) auflistet:

Strategisches Ziel C

Verbesserung des Zustands der biologischen Vielfalt durch Sicherung der Ökosysteme und Arten sowie der genetischen Vielfalt.

Kernziel 12

Bis 2020 ist das Aussterben bekanntermaßen bedrohter Arten unterbunden und ihre Erhaltungssituation, insbesondere die der am stärksten im Rückgang begriffenen Arten, verbessert und stabilisiert worden.



3.) Nationale Strategie zur biologischen Vielfalt (2007)

B 1 Schutz der biologischen Vielfalt

B 1.1.2 Artenvielfalt

Bis 2010 ist der Rückgang der heute vorhandenen Vielfalt wildlebender Arten aufgehalten. Danach setzt eine Trendwende hin zu einer höheren Vielfalt heimischer Arten in der Fläche ein.

Bis zum Jahre 2010 ist der Anteil der vom Aussterben bedrohten und stark gefährdeten Arten verringert. Bis 2020 erreichen Arten, für die Deutschland eine besondere Erhaltungsverantwortung trägt, überlebensfähige Populationen. Bis 2020 hat sich für den größten Teil der Rote-Liste-Arten die Gefährdungssituation um eine Stufe verbessert.

B 1.1.4 Genetische Vielfalt von wildlebenden und domestizierten Arten

Auf Grund der Populationsgrößen, räumlichen Verteilung und Bandbreite der genetisch festgelegten Merkmale sind Überleben, Anpassungsfähigkeit und evolutive Entwicklungsprozesse der wildlebenden Arten in der jeweiligen regionaltypischen Ausprägung gewährleistet. [...] Der Verlust der genetischen Vielfalt ist bis 2010 aufgehalten. [...]

Genetisches Material in Genbanken und in situ/on farm, das zur Erhaltung bestimmt ist, ist dauerhaft frei von genetischer Vermischung. [...]

Die CBD-Vertragsstaaten, darunter auch Deutschland, sind zwar völkerrechtlich zur Umsetzung der gemeinsamen Ziele verpflichtet, einen Zwang zur Umsetzung gibt es aber nicht. Dementsprechend haben viele Unterzeichner bis heute keine nationale Biodiversitätsstrategie ausgearbeitet, und selbst in Ländern mit einer solchen Strategie – wie Deutschland – wird diese bislang vielfach nur unzureichend umgesetzt. Aus dem Global Biodiversity Outlook 4 (SECRETARIAT OF THE CONVENTION ON BIOLOGICAL DIVERSITY 2014), geht hervor, dass ohne zusätzliche Anstrengungen die Aichi-Ziele bis 2020 nicht erreicht werden können. Doch bis heute gibt es keinen Fortschritt bei Aichi-Ziel 5, so konnte der Verlust natürlicher Lebensräume nicht gebremst werden und deren Degradierung und Fragmentierung hat weiter zugenommen. Dementsprechend hat sich der Status der bedrohten Arten nicht verbessert und auch das Aussterberisiko für alle Artengruppen wurde nicht reduziert (Aichi-Ziel 12).

Auf nationaler Ebene wurde ebenfalls ein signifikanter Verlust an Habitaten einhergehend mit einer zunehmenden Zahl an gefährdeten Pflanzenarten berichtet (BFN 2015a, EUROPEAN ENVIRONMENT AGENCY 2015). Trotz umfangreicher Förderungen im Rahmen von Agrar-Umweltprogrammen hat sich laut Bundesamt für Naturschutz (BFN 2014) der Zustand von landwirtschaftlich genutzten Lebensräumen in den letzten Jahren weiter verschlechtert. Besonders deutlich wird dies an der Abnahme der Qualität und Quantität von Mähwiesen durch Intensivierung und Umwandlung in Maisäcker. Insbesondere Überdüngung und intensive Viehhaltung tragen zur Eutrophierung und der Veränderung von Lebensräumen bei. Das gleiche Bild präsentiert der Rechenschaftsbericht „Gemeinsam für die biologische Vielfalt“ (BMU 2013), welcher den Umsetzungsstand der Nationalen Biodiversitätsstrategie bewertet und zu dem Schluss kommt, dass noch große Anstrengungen im Artenschutz notwendig sind, um die gesteckten Ziele erfüllen zu können.

7.1.1 Einsatzbereiche von Ex-situ-Maßnahmen

Da die meisten Pflanzen nur über ein geringes Fernausbreitungspotential verfügen und eine Arealverschiebung durch die stark fragmentierte Landschaft wesentlich eingeschränkt ist (BONN & POSCHLOD 1998; NORMAND et al. 2011; PEARSON & DAWSON 2003; POSCHLOD et al. 1996; POSCHLOD & BONN 1998), bleiben bei einer sich weiter verschlechternden Umweltsituation für viele bedrohte Arten nur gezielte Translokationen oder Ex-situ-Schutzmaßnahmen als letzte Mittel, um ein vollständiges Aussterben zu verhindern (HULME 2005).

Die Richtlinien zum Einsatz von Ex-situ-Management von Pflanzen für den Artenschutz (IUCN/SSC 2014) beschreiben deren Aufgabenbereiche wie folgt:

- Lebensversicherung: Ex-situ-Erhalt einer Population, um ein prognostiziertes lokales, regionales oder vollständiges Aussterben zu verhindern und Optionen für zukünftige Naturschutzstrategien zu wahren.
- Temporäre Rettung: Kurzfristige Entnahme aus der Natur, um eine Population vor Katastrophen oder drohenden Gefahren zu schützen (beispielsweise extreme Wetterereignisse, Straßenbau).
- Quelle für die Wiederherstellung von Populationen: Einbringen einer Art in ein Gebiet seiner ursprünglichen Verbreitung, welches verloren gegangen ist oder Einbringen von Individuen einer Art, um eine existierende Population zu stärken.
- Wissenschaftliche Untersuchungen: Grundlagenforschung zum Artenschutz und dessen Anwendung (Keimungsökologie, Nährstoffbedarf, Krankheitsbekämpfung).
- Öffentlichkeitsarbeit: Basis für Erziehung und Bewusstseinsförderung für die Rolle von Artenschutz und Biodiversität.

7.1.2 Einsatzmöglichkeiten und Kosten des Ex-situ-Naturschutzes

Ein Kostenvergleich von Ex-situ- und In-situ-Erhaltung ist schwierig, da es sich um sich ergänzende Maßnahmen handelt (siehe Kapitel 2.2). Dennoch soll zur Veranschaulichung an dieser Stelle eine Beispielrechnung von LI & PRITCHARD (2009) angeführt werden: Die Autoren kommen zu dem Ergebnis, dass die Kosten des In-situ-Schutzes das 100-fache der Kosten einer Einlagerung mittels Genbank betragen. Diese Zahlen sollen nicht die In-situ-Erhaltung in Frage stellen, sondern zeigen vielmehr, dass der finanzielle Mehraufwand für einen zusätzlichen Ex-situ-Naturschutz nicht mit unverhältnismäßigen Zusatzbelastungen einhergehen würde.

Prinzipiell kann das gesamte heimische Artenspektrum von Ex-situ-Maßnahmen profitieren. Für die Umsetzung von Ziel 8 der GSPC stehen dem Naturschutz eine Reihe von Ex-situ-Maßnahmen zur Auswahl, welche sich in zwei Kategorien gliedern lassen. Zum einen in einen traditionellen, gärtnerischen und forstwissenschaftlichen Bereich mit Erhaltungskulturen (Field Gene Bank und Botanische Gärten) und zum anderen in modernere wissenschaftlich basierte Techniken insbesondere aus landwirtschaftlichen und pflanzen genetischen Fachrichtungen (Genbanken, Kryopreservation und Gewebekulturen, Erhaltungskultur; siehe Folgeseite). Gerade die Fortschritte bei den Methoden der letztgenannten Kategorie ermöglichen zunehmend eine effektive Lagerung von Pflanzen über lange Zeiträume hinweg (GUERRANT et al. 2004b). Ungeachtet der Kosten spielen bei der Auswahl der adäquaten Ex-situ-Methode aber immer auch die Ökologie und das Reproduktionsverhalten der Zielart eine entscheidende Rolle.

Die gängigsten Ansätze der Ex-situ-Erhaltung im Überblick

- **Genbank („seed bank“)**
 - Mittel- bis langfristige Lagerung von Saatgut mit reduziertem Wassergehalt bei niedrigen Temperaturen.
 - Geeignet für alle orthodoxen Samen, nicht aber für recalcitrante Samen.
 - Ermöglicht durch standardisiertes Vorgehen viele Individuen und damit eine hohe genetische Variation innerhalb und zwischen Populationen zu sichern.
 - Regelmäßige Überprüfung der Lebensfähigkeit und gegebenenfalls eine Erneuerung des Saatguts sind nötig.
 - Vergleichsweise gering arbeits- und kostenintensiv
 - Mechanismen der Evolution wirken nicht auf eingelagertes Saatgut.
- **Gewebekultur**
 - Kurzfristige (bis zu einem Jahr) Lagerung von somatischem Gewebe unter Bedingungen (in vitro), welche nur reduziertes Wachstum zulassen (modifiziertes Licht, Nährstoffe, Temperatur).
 - Anschließende Vermehrung von Gewebe oder Samen.
 - Für Pflanzen mit vegetativer Vermehrung und/oder ohne Samenproduktion oder für recalcitrantes Saatgut.
 - Sehr arbeits- und kostenintensiv.
 - Anwendung meist in der Pflanzenforschung, -zucht und Gentechnik, auch aus phytopathologischen Gründen verwendet.
 - Häufig kombiniert mit Kryopreservation.
 - Gefahr genetischer Instabilität.
- **Erhaltungskultur**
 - Kurz- bis mittelfristige Kultivierung zum Zweck der Erhaltung in botanischen Gärten oder ähnlichen Einrichtungen.
 - Im Optimalfall verhindern spezielle Kulturbedingungen (wie Handbestäubung) künstliche Selektion, genetische Drift, Hybridisierung und Krankheitsübertragung.
 - Gefahr der Anpassung an standortökologische Bedingungen der Einrichtung abweichend von der des Wildstandorts.
 - Aufgrund des hohen Flächenbedarfs meist nur als vorübergehend zur Regeneration und Kultur von Saatgut/Pflanzen für die Wiederausbringung oder die Einlagerung in Genbanken möglich oder zur Erhaltung von sich nur vegetativ vermehrenden Arten.
- **Kryopreservation**
 - Langzeitlagerung von Samen, Pflanzenteilen, Pollen und Gewebe in flüssigem Stickstoff.
 - Einzige Möglichkeit zum Erhalt recalcitranter Samen.
 - Enorme Verlängerung der Lebensfähigkeit von Saatgut.
 - Ist unabhängig von Stromversorgung.
 - Kein allgemein festgelegtes Vorgehen, aufwendige Vortests und Optimierung für jede Art nötig.
 - Nicht für alle orthodoxen Samen geeignet (beispielsweise hartschalige Fabaceae).
 - Meist nur für kleine repräsentative Proben (= geringere genetische Variation), da bei große Mengen und/oder großen Samen sehr kostspielig.
 - Wie bei Genbank wirken keine evolutionären Prozesse.

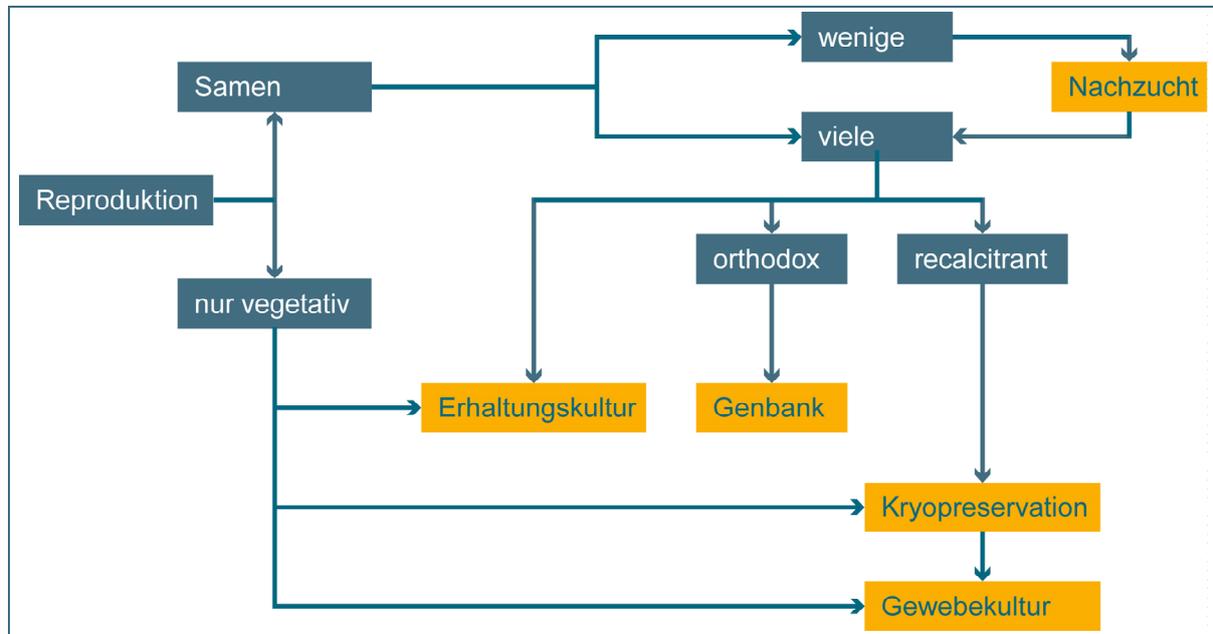


Abb. 35: Entscheidungshilfe für die Auswahl einer geeigneten Ex-situ-Erhaltungsmaßnahme auf der Grundlage der Reproduktionsart einer Pflanzenart.

7.1.3 Kosten-Nutzen Bewertung

Um Ziel 8 der GSPC umzusetzen, werden überproportional häufig Wildpflanzen in gärtnerischen Einrichtungen wie botanischen Gärten kultiviert. Als älteste und lange Zeit einzige Ex-situ-Maßnahme haben botanische Gärten oft den Vorteil, dass sie bereits etabliert sind und über eine kontinuierliche Finanzierung verfügen. Da aber der Großteil der dort kultivierten seltenen und gefährdeten Arten ursprünglich nicht zu Naturschutzzwecken, sondern zu Forschungs- und Ausstellungszwecken gesammelt wurde, sind die kultivierten Populationen häufig zu klein und genetisch nicht repräsentativ. Des Weiteren sind diese vielfach nicht oder nur unzureichend dokumentiert (Herkunft und weitere essentielle Informationen zur besammelten Population fehlen) und aufgrund des Saatgutaustauschs oder vegetativ vermehrter Individuen zwischen den Gärten durch gemeinsame genetische und demographische Charakteristiken gekennzeichnet (MAUNDER et al. 1999). Eine starke Verbesserung der Situation hat in Folge des CBD-Abkommens und der GSPC stattgefunden, als mehr Einrichtungen damit begonnen haben, Verantwortung im Naturschutz zu übernehmen (GUERRANT et al. 2004b; HORN et al. 2012; LAUTERBACH 2013).

In Deutschland listet der Verband Botanischer Gärten über 3.000 Erhaltungskulturen von zirka 600 gefährdeten Pflanzenarten auf, welche auch zur Wiederausbringung verwendet werden (VERBAND BOTANISCHER GÄRTEN 2016). Eine fachgerechte Umsetzung erfordert allerdings spezielle Kulturbedingungen, um diverse genetische Beeinträchtigungen (wie künstliche Selektion, Hybridisierung, Anpassung und genetische Drift) sowie Pflanzenkrankheiten (mit schneller Ausbreitung in Monokulturen) zu verhindern (LAUTERBACH et al. 2015). Der daraus resultierende hohe Flächenbedarf (Erhöhung der Individuenzahl, räumliche Trennung verschiedener Herkünfte), pflegerischer Aufwand (regelmäßige kontrollierte Bestäubung) und damit verbunden hohe Kosten wirken sich negativ auf die Kosten-Nutzen-Bewertung aus. Diese Nachteile der Kulturen haben dazu geführt, dass sich die Priorität in der Ex-situ-Erhaltung zunehmend von Botanischen Gärten hin zu Genbanken verschiebt (SHARROCK et al. 2014). Dementsprechend wurden die ersten Genbank-Einrichtungen für Wildpflanzen an botanischen Gärten gegründet und sind heute größtenteils in diesem Bereich angesiedelt. Die internationale Organisation Botanic Gardens Conservation International listet aktuell weltweit 42 Wildpflanzen-Genbanken und 223 botanische Gärten mit Genbank-Einrichtungen auf (BGCI 2014). Da diese wiederum nicht in erster Linie dem Ex-situ-Schutz dienen, sondern vielmehr dem verbesserten Management des Bestandes durch die kühle Lagerung von Samen (LININGTON & PRITCHARD 2001), sind sie meist nur auf kurz- und mittelfristige

Zeiträume ausgelegt. Nur in seltenen Fällen ist die technische Ausstattung zur definierten Trocknung des Saatguts und Tiefkühlagerung in hermetisch verschlossenen Behältern für die langfristige Erhaltung von Saatgut vorhanden (BGCI 2015; O'DONNELL & SHARROCK 2015).

Hinsichtlich der Langzeiterhaltung stellt die Kryopreservation mittlerweile die beste Ex-situ-Methode für die meisten Pflanzensamen dar. Aufgrund der artspezifischen Anwendung und der hohen Kostenintensität findet sie allerdings bisher keine breite Verwendung und ist deshalb noch keine Alternative im Naturschutz.

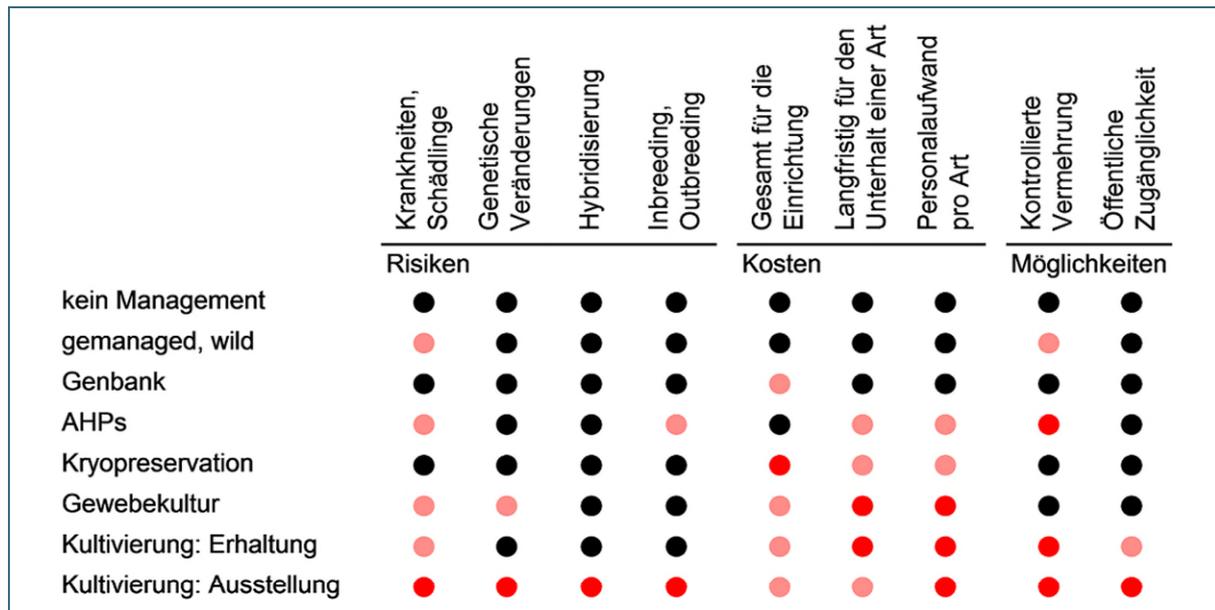


Abb. 36: Aufwand und Risiken von Erhaltungsmaßnahmen in Bezug auf mitteleuropäische Wildpflanzenarten. Farben: schwarz: gering; hellrot: mittel; dunkelrot: stark.

Das wohl beste Kosten-Nutzen-Verhältnis aller Ex-situ-Methoden haben Genbanken aufgrund der einfachen Handhabung (standardisierte Abläufe), geringen Risiken und vielseitigen Einsatzmöglichkeiten bei gleichzeitig geringen Dauererhaltungskosten (siehe Abb. 36). Der zeitintensivste und deshalb teuerste Arbeitsschritt in einer Genbank ist die Aufsammlung der Samen (siehe Kapitel 6.5), welcher jedoch auch bei den anderen Erhaltungsmaßnahmen in gleichem Maße geleistet werden muss. Nach Aufreinigung und Einlagerung fallen über Jahre hinweg keine relevanten Kosten für eine einzelne Population an. Durch die geringen Lagervolumina von Samen in Genbanken können orthodoxe Samen von genetisch repräsentativen Populationen (= von vielen Individuen und Populationen gleichzeitig) langfristig auf engstem Raum erhalten werden. Eine kosteneffiziente Erfüllung der 75 % Richtlinie des Ziels 8 der GSPC ist nur mit dieser Methode möglich. Insbesondere, wenn Einrichtungen wie die Genbank Bayern Arche bereits etabliert und in Betrieb sind, ist es wesentlich einfacher, ökonomischer und effektiver, große Samenmengen in einer Genbank langfristig einzulagern, als kleinere Bestände von Pflanzen in botanischen Gärten auf schwer kalkulierbare Zeit zu kultivieren (GUERRANT et al. 2004b).

Wie in Kapitel 7.1.4 genauer beschrieben, schränken bestimmte Eigenschaften der Zielarten die Anwendbarkeit von Genbanken ein, sodass beispielsweise bei recalcitrantem Saatgut nur die Kryopreservation als Möglichkeit für eine langfristige Lagerung zur Verfügung steht. Auch wenn sich eine Pflanze ausschließlich vegetativ vermehrt, kann nur eine Erhaltungs- oder Gewebekultur den Fortbestand dauerhaft sicherstellen.

7.1.4 Für Genbanken geeignete/ungeeignete Arten

Den Genbanken Mitteleuropas kommt zu Gute, dass der Großteil der heimischen Arten orthodoxe (austrocknungstolerante und langlebige) Samen produziert, die eine standardisierte Verarbeitung und Lagerung erlauben. Austrocknungssensitive und kurzlebige (recalcitrante) Samen sind in Mitteleuropa selten und werden vor allem von Harthölzern (wie Hasel *Corylus*, Buche *Fagus*, Eiche *Quercus*), Weiden (*Salix*) und Walnuss (*Juglans*) sowie vielen Wasserpflanzen gebildet. Sie können nur mittels Kryokonservierung oder Erhaltungskulturen langfristig erhalten werden. Dabei lässt die Gattung allein allerdings nicht unbedingt auf die Austrocknungstoleranz der Samen schließen. So produziert beispielsweise der Berg-Ahorn (*Acer pseudoplatanus*) recalcitrante Samen, während die des Spitz-Ahorn (*Acer platanoides*) orthodox sind (HONG & ELLIS 1990).

Auch bei orthodoxen Samen kann die erwartete Lebensfähigkeit erheblich schwanken (Kapitel 6.3). Samen mit hohem Anteil an Nährgewebe (Endosperm) sind tendenziell kurzlebiger als Samen mit wenig oder keinem Endosperm. In solchen Fällen ist es nötig, die Keimfähigkeit regelmäßig zu prüfen und gegebenenfalls Nachsammlungen oder eine Auffrischung des Saatguts durch Zwischenkulturen durchzuführen.

Nur bei wenigen Pflanzenarten muss auf Alternativen zur Genbank zurückgegriffen werden, wie beispielsweise bei ungenügender oder fehlender Samenproduktion. In der Genbank Bayern Arche konnte die Ufer-Schmieele (*Deschampsia rhenana*) und der Europäische Froschbiss (*Hydrocharis morsus-ranae*) wegen ausbleibender Samenbildung nur in Erhaltungskultur im Botanischen Garten Regensburg genommen werden.

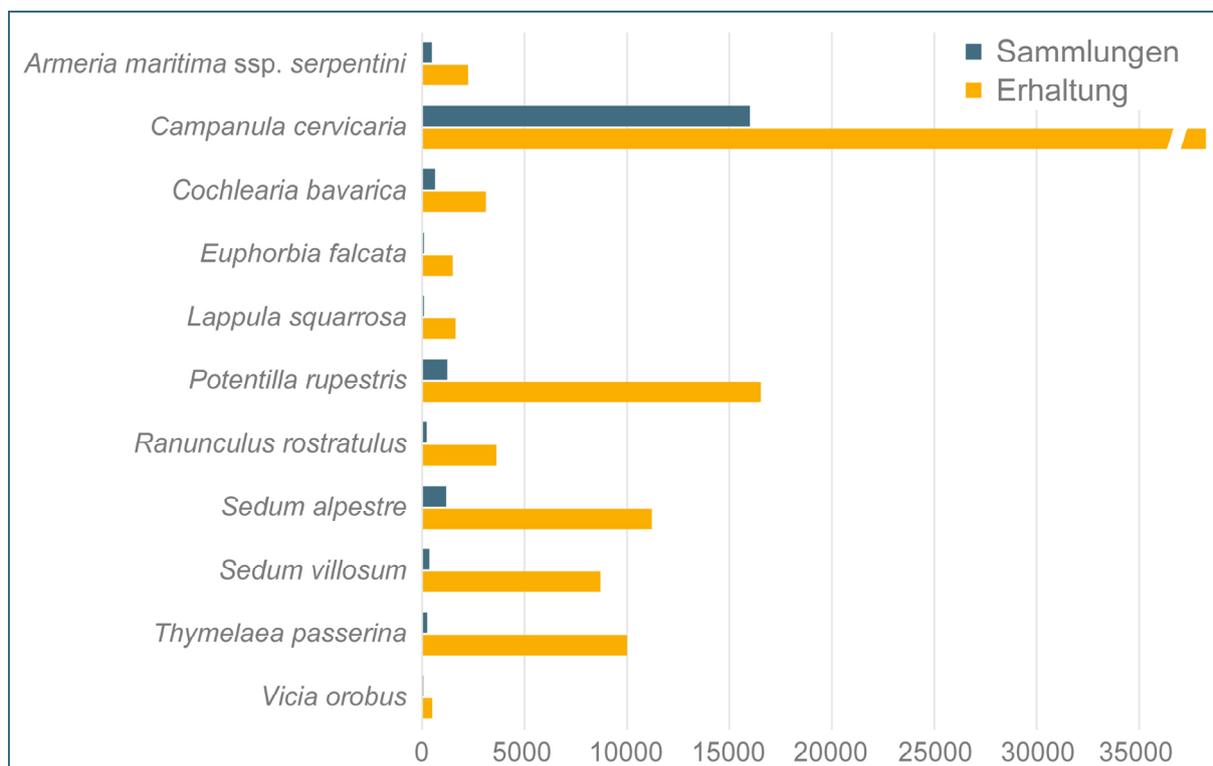


Abb. 37: Samenmengen von Aufsammlungen am Naturstandort konnten durch eine Zwischenkultur im Botanischen Garten der Universität Regensburg vervielfacht werden.

Umfasst eine Akzession nur wenige Samen, was bei Besammlungen von seltenen oder gefährdeten Pflanzen aufgrund geringer Populationsgrößen regelmäßig vorkommt, ist eine Vermehrung des Saatguts durch Zwischenkultur noch vor der langfristigen Einlagerung sinnvoll. Beispiele für Pflanzen, bei

denen eine Saatgutvermehrung vor einer Einlagerung durchgeführt wurde, können Abb. 37 entnommen werden. Die vermehrten Samen werden als getrennte Akzessionen in die Genbank eingelagert.

Zudem weisen bestimmte Artengruppen tendenziell eine schlechte Samenqualität (großer Anteil an tauben oder mit Parasiten befallenen Samen) auf. Darunter sind vor allem Vertreter der Familie der Korbblütler (Asteraceae) und der Gattung der Mehlbeeren (*Sorbus*) zu finden. Diese Arten sind zwar nicht weniger gut für die Langzeit-Einlagerung geeignet, müssen allerdings einer sorgfältigen Qualitätskontrolle vor der Einlagerung unterzogen werden.

7.2 Empfehlungen für die langfristige Sicherung der floristischen Artenvielfalt in Bayern

Erfolgreicher Ex-situ-Naturschutz erfordert langfristige Investitionen in Einrichtung und Personal, was sowohl biologische (Aufrechterhaltung der Lebensqualität des Saatguts), finanzielle als auch betriebliche Herausforderungen mit sich bringt. Mit Unterzeichnung der Biodiversitäts-Konvention (CBD) und der definierten Rolle von Genbanken in der Nationalen und Bayerischen Biodiversitätsstrategie haben sowohl Bund als auch das Bundesland Bayern das Thema Genbanken in ihre Agenda aufgenommen. Mit Gründung der Genbank Bayern Arche hatte Bayern bisher als einziges Bundesland Verantwortung für den Ex-situ-Erhalt seltener und gefährdeter Pflanzenarten übernommen („Leuchtturmprojekt“) und damit einen großen Schritt zur Erfüllung des Ziels 8 der GSPC und des Aichi-Ziels 12 getan. Nach Beendigung der sehr erfolgreichen Projektphase fehlt bislang die Überführung in eine dauerhafte Einrichtung.

Dennoch konnten im Rahmen des Projektes viele der in Bayern endemischen Pflanzenarten in eine Genbank eingelagert werden und könnten jederzeit für die Stärkung oder Wiederansiedelung von Populationen verwendet werden. Da grundsätzlich der zukünftige Nutzen für den Erhalt und die Stärkung von Populationen umso größer sein kann, je frühzeitiger qualitativ hochwertiges und genetisch diverses Saatgut konserviert werden kann, desto mehr ist es sinnvoll die Idee einer bayerischen Genbank weiter zu verfolgen. Somit könnte der Schutz der Arten in ihrem Lebensraum umfassend ergänzt werden.

8 Veröffentlichungen zur vertieften Information

- TAUSCH, S., LEIPOLD, M., REISCH, C. & POSCHLOD, P. (2015): Genbank Bayern Arche – ein Beitrag zum dauerhaften Schutz gefährdeter Pflanzenarten in Bayern. – ANLiegen Natur 37(1), 2015: 82–91; www.anl.bayern.de/publikationen/anliegen/doc/an37101tausch_et_al_2015_genbank.pdf.
- TAUSCH, S., LEIPOLD, M., REISCH, C. & POSCHLOD, P. (2012): Genbank Bayern Arche. – Berichte der Gesellschaft für Pflanzenbauwissenschaften 6: 77–80; www.genbank-bayern-arche.de/docs/tausch_berichtegespflanzenbauwiss_2012.pdf.
- BMU (2013) Gemeinsam für die biologische Vielfalt: Umsetzungsbeispiel des Freistaates Bayern – Genbank Bayern Arche, 152 S.; www.bmub.bund.de/fileadmin/Daten_BMU/Pool/Broschueren/rechenschaftsbericht_2013_biolog_vielfalt_broschuere_bf.pdf.
- LEIPOLD, M., REISCH, C. & POSCHLOD, P. (2010): Aufbau einer Genbank für seltene und gefährdete Wildpflanzenarten und solche, für die Bayern aufgrund seiner naturräumlichen Ausstattung innerhalb Deutschlands besondere Verantwortung trägt. – Ber. Ges. f. Pflanzenbauwissenschaften 5: 131–133.

9 Literaturverzeichnis

- AOSA (1995): Association of Official Seed Analysts. AOSA rules for testing seeds. – J. Seed Technol. 16.
- AOSA (2010a): Association of Official Seed Analysts. AOSA rules for testing seeds.
- AOSA (2010b): Association of Official Seed Analysts. Tetrazolium Testing Handbook.
- BAILLY, C. (2004): Active oxygen species and antioxidants in seed biology. – Seed Sci. Res. 14: 93–107.
- BASKIN, C. C. & BASKIN, J. M. (2001): Seeds: Ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination. – Academic Pr.
- BASKIN, J. M. & BASKIN, C. C. (2004): A classification system for seed dormancy. – Seed Sci. Res. 14: 1–16.
- BASKIN, J. M., BASKIN, C. C. & LI, X. (2000): Taxonomy, anatomy and evolution of physical dormancy in seeds. – Plant Species Biol. 15: 139–152.
- BERNAL-LUGO, I., CAMACHO, A. & CARBALLO, A. (2000): Effects of seed ageing on the enzymatic antioxidant system of maize cultivars. – In: BRADFORD & VAZQUEZ-RAMOS (Ed.): Seed Biology: Advances and Applications. CAB International, 151–160.
- BEWLEY, J. D. & BLACK, M. (2006): The Encyclopedia of Seeds. Science, Technology and Uses. – CAB International.
- BEWLEY, J. D., BRADFORD, K. J., HILHORST, H. & NONOGAKI, H. (2013a): Seeds – Physiology of Development, Germination and Dormancy. – Springer, 392 S.
- BEWLEY, J. D., BRADFORD, K. J., HILHORST, H. W. & NONOGAKI, H. (2013b): Mobilization of stored reserves. – Seeds. Springer, 183–246.
- BFN (= BUNDESAMT FÜR NATURSCHUTZ 2014): Die Lage der Natur in Deutschland – Ergebnisse von EU-Vogelschutz und FFH-Bericht. 17 S.
- BFN (dito, 2015a): Artenschutz-Report 2015. Tiere und Pflanzen in Deutschland. 64 S.
- BFN (dito, 2015b): Rote Listen gefährdeter Pflanzen. – www.bfn.de/themen/rote-liste/rl-pflanzen.html (Abruf am 14.01.2016).
- BGCI (= BOTANIC GARDENS CONSERVATION INTERNATIONAL, 2014): GardenSearch. – www.bgci.org/garden_search.php (Abruf am 21.07.2014).
- BGCI (dito, 2015): Plant Conservation. – www.bgci.org/plant-conservation (Abruf am 06.12.2015).
- BMU (dito, 2007): Nationale Strategie zur biologischen Vielfalt. 180 S.
- BMU (dito, 2013): Gemeinsam für die biologische Vielfalt. Rechenschaftsbericht 2013. 152 S.
- BONIN, A., BELLEMAIN, E., BRONKEN EIDEN, P., POMPANON, F., BROCHMANN, C. & TABERLET, P. (2004): How to track and assess genotyping errors in population genetics studies. – Mol. Ecol. 13: 3261–3273.
- BONN, S. & POSCHLOD, P. (1998): Ausbreitungsbiologie der Pflanzen Mitteleuropas: Grundlagen und kulturhistorische Aspekte. – Quelle & Meyer, 404 S.
- BOYE, P. (2013): Aktionsprogramm bayerische Artenvielfalt – eine neue Initiative zur Erreichung der 2020-Ziele der Bayerischen Biodiversitätsstrategie. – ANLiegen Nat. 35(2): 86–94.
- BOYE, P. & KLINGENSTEIN, F. (2006): Naturschutz im Wandel des Klimas. – Nat. Landsch. 81: 574–577.
- BROWN, A. H. D. & BRIGGS, J. D. (1991): Sampling strategies for genetic variation in ex situ collections of endangered plant species. – In: FALK & HOLSINGER (Hsrg.): Genetics and conservation of rare plants. Oxford Univ Pr., 99–119.
- CARVALHO, M. L. M., VAN AELST, A. C., VAN ECK, J. W. & HOEKSTRA, F. A. (1999): Pre-harvest stress cracks in maize (*Zea mays* L.) kernels as characterized by visual, X-ray and low temperature scanning electron microscopical analysis: effect on kernel quality. – Seed Sci. Res. 9: 227–236.
- CBD (1992): Convention on Biological Diversity. – www.cbd.int/convention (Abruf am 06.12.2015).

- CITES (1973): Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora. - <https://cites.org/sites/default/files/eng/disc/CITES-Convention-EN.pdf> (Abruf am 21.02.2017).
- CLARKE, J. T., WARNOCK, R. C. M. & DONOGHUE, P. C. J. (2011): Establishing a time-scale for plant evolution. – *New Phytol.* 192: 266–301.
- COIFFARD, C., GOMEZ, B., DAVIERO-GOMEZ, V. & DILCHER, D. L. (2012): Rise to dominance of angiosperm pioneers in European Cretaceous environments. – *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 109: 20955–20959.
- DAWS, M. I., CRABTREE, L. M., DALLING, J. W., MULLINS, C. E. & BURSLEM, D. F. R. P. (2008): Germination Responses to Water Potential in Neotropical Pioneers Suggest Large-seeded Species Take More Risks. – *Ann. Bot.* 102: 945–951.
- DICKIE, J. B. & PRITCHARD, H. W. (2002): Systematic and evolutionary aspects of desiccation tolerance in seeds. – In: BLACK & PRITCHARD (Ed.): *Desiccation and Survival in Plants: Drying Without Dying*. CAB International, 239–259.
- EIDSEN, P., ALSOS, I., POPP, M., STENSRUD, Ø., SUDA, J. & BROCHMANN, C. (2007): Nuclear vs. plastid data: complex Pleistocene history of a circumpolar key species. – *Mol. Ecol.* 16: 3902–3925.
- ELIAS, S. G., COPELAND, L. O., McDONALD, M. B. (2012): *Seed Testing: Principles and Practices*. – Michigan State Univ Pr., 354 S.
- EUROPEAN ENVIRONMENT AGENCY (2015): *State of nature in the EU. Results from reporting under the nature directives 2007–2012*. – EEA Technical report 2: 1–178.
- FALK, D. A. & HOLSINGER, K. E. (1991): *Genetics and Conservation of Rare Plants*. – Oxford Univ Pr., 209 S.
- FAO (= FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS, 2013): *Genebank standards for plant genetic resources for food and agriculture*. 182 S.
- FARNSWORTH, E. J., KLIONSKY, S., BRUMBACK, W. E. & HAVENS, K. (2006): A set of simple decision matrices for prioritizing collection of rare plant species for ex situ conservation. – *Biol. Conserv.* 128: 1–12.
- FINCH-SAVAGE, W. E. & FOOTITT, S. (2012): To germinate or not to germinate: a question of dormancy relief not germination stimulation. – *Seed Sci. Res.* 22: 243–248.
- FINCH-SAVAGE, W. E. & LEUBNER-METZGER, G. (2006): Seed dormancy and the control of germination. – *New Phytol.* 171: 501–523.
- GAUDEUL, M., TILL-BOTTRAUD, I., BARJON, F. & MANEL, S. (2004): Genetic diversity and differentiation in *Eryngium alpinum* L. (Apiaceae): comparison of AFLP and microsatellite markers. – *Heredity* 92: 508–518.
- GLOWKA, L., BURHENNE-GUILMIN, F., SYNGE, H., MCNEELY, J. & GÜNDLING, L. (1994): *A Guide to the Convention on Biological Diversity*. 176 S.
- GODEFROID, S., RIVIÈRE, S., WALDREN, S., BORETOS, N., EASTWOOD, R. & VANDERBORGHT, T. (2011): To what extent are threatened European plant species conserved in seed banks? – *Biol. Conserv.* 144: 1494–1498.
- GODEFROID, S., VYVER, A. & VANDERBORGHT, T. (2010): Germination capacity and viability of threatened species collections in seed banks. – *Biodivers. Conserv.* 19: 1365–1383.
- GOODMAN, R. C., JACOBS, D. F. & KARRFALT, R. P. (2005): Evaluating desiccation sensitivity of *Quercus rubra* acorns using X-ray image analysis. – *Can. J. For. Res.* 35: 2823–2831.
- GOSLING, P. G. (2003): Viability testing. – In: SMITH et al. (Ed.): *Seed Conservation: Turning Science into Practice*. Royal Botanic Gardens, 445–481.
- GUERRANT, E. O., FIEDLER, P. L., HAVENS, K. & MAUNDER, M. (2004a): Revised genetic sampling guidelines for conservation collections of rare and endangered plants. – In: GUERRANT et al. (Ed.): *Ex Situ Plant Conservation – Supporting Species Survival in the Wild*. Island P.r, 419–438.
- GUERRANT, E. O., HAVENS, K. & MAUNDER, M. (2004b): *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. – Island Press, 536 S.

- HAMPICKE, U. (2013): Kulturlandschaft und Naturschutz: Probleme-Konzepte-Ökonomie. – Springer-Verlag, 342 S.
- HAPPACH-KASAN, C., BRUNKHORST, A. et al. (2007): Kleine Anfrage: Rückgang von Ackerwildkräutern in Deutschland und Nutzen von Saatgut-Genbanken für Wildpflanzen. Deutscher Bundestag, Drucksache 16/6850 (<http://dipbt.bundestag.de/dip21/btd/16/068/1606850.pdf>).
- HAWKINS, B., SHARROCK, S. & HAVENS, K. (2008): Plants and climate change: which future? – Botanic Gardens Conservation International, 96 S.
- HIRTREITER, M. & LEIPOLD, M. (2015): Genbank Bayern Arche. – www.genbank-bayern-arche.de (Abruf am 10.01.2016).
- HOBAN, S. & SCHLARBAUM, S. (2014): Optimal sampling of seeds from plant populations for ex-situ conservation of genetic biodiversity, considering realistic population structure. – Biol. Conserv. 177: 90–99.
- HONG, T. & ELLIS, R. (1990): A comparison of maturation drying, germination, and desiccation tolerance between developing seeds of *Acer pseudoplatanus* L. and *Acer platanoides* L. – New Phytol. 116: 589–596.
- HORN, K., KERSKES, A. & WELSS, W. (2012): Erhaltungskulturen bedrohter Pflanzenarten im Botanischen Garten Erlangen — ein aktiver Beitrag zum Artenschutz. – RegnitzFlora – Mitt. des VFR 5: 39–46.
- HULME, P.E. (2005): Adapting to climate change: is there scope for ecological management in the face of a global threat? – J. Appl. Ecol. 42: 784–794.
- ISTA (= INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION, 1993): International Seed Testing Association. International Rules for Seed Testing. – Seed Sci. Technol. 21: 1-298.
- ISTA (dito, 1999): International Rules for Seed Testing. – Seed Sci. Technol. 27: 1–340.
- ISTA (dito, 2003): Working Sheets on Tetrazolium. 176 S.
- IUCN/SSC (2014): Guidelines on the Use of Ex Situ Management for Species Conservation. – IUCN Species Survival Commission, 20 S.
- JACKEL, A.-K., DANNEMANN, A., TACKENBERG, O., KLEYER, M., POSCHLOD, P. (2006): BIOPOP - Funktionelle Merkmale von Pflanzen und ihre Anwendungsmöglichkeiten im Arten-, Biotop- und Naturschutz. Naturschutz und Biologische Vielfalt 32: 1–168.
- KEW (= KEW MILLENNIUM SEED BANK PARTNERSHIP, 2008): Post-harvest handling of seed collections. – In: KATE GOLD (Ed.): Technical Information Sheet. Millennium Seed Bank Project, 1–2.
- KEW (dito, 2009a): ENSCONET – Curation Protocols & Recommendations. 53 S.
- KEW (dito, 2009b): ENSCONET – Seed collection manual for wild species. 31 S.
- KOS, M. & POSCHLOD, P. (2010): Why wait? Trait and habitat correlates of variation in germination speed among Kalahari annuals. – Oecologia 162: 549–559.
- KRANNER, I., ROACH, T., BECKETT, R. P., WHITAKER, C. & MINIBAYEVA, F. V. (2010): Extracellular production of reactive oxygen species during seed germination and early seedling growth in *Pisum sativum*. – J. Plant Physiol. 167: 805–811.
- LAKON, G. (1948): The topographical tetrazolium method for determining the germinating capacity of seeds. – Plant Physiol. 24: 389–394.
- LAUTERBACH, D. (2013): Ex situ-Kulturen gefährdeter Wildpflanzen – Populationsgenetische Aspekte und Empfehlungen für Besammler, Kultivierung und Wiederausbringung. – ANLiegen Nat. 35: 32–39.
- LAUTERBACH, D., BORGMANN, P., DAUMANN, J., KUPPINGER, A.-L., LISTL, D., MARTENS, A., NICK, P., OEVERMANN, S., POSCHLOD, P., RADKOWITSCH, A., REISCH, C.; STEVENS, A.-D.; STRAUBINGER, C., ZACHGO, S., ZIPPEL, E. & BURKART, M. (2015): Allgemeine Qualitätsstandards für Erhaltungskulturen gefährdeter Wildpflanzen. – Gärtnerisch-Botanischer Brief 200 – 2015/3: 16–39.
- LFU (= LANDESAMT FÜR UMWELT, 2008): Klimaanpassung Bayern 2020: der Klimawandel und seine Auswirkungen; Kenntnisstand und Forschungsbedarf als Grundlage für Anpassungsmassnahmen; Kurzfassung einer Studie der Universität Bayreuth. – Bay.LfU.

- LFU (dito, 2015): Biodiversität. – UmweltWissen – Natur 1–20.
- LI, D.-Z. & PRITCHARD, H. W. (2009): The science and economics of ex situ plant conservation. – Trends Plant Sci. 14: 614–621.
- LININGTON, S. H. & PRITCHARD, H. W. (2001): Gene Banks. – In: LEVIN (Ed.): Encyclopedia of Biodiversity. Academic Pr., 165–181.
- LINKIES, A., GRAEBER, K., KNIGHT, C. & LEUBNER-METZGER, G. (2010): The evolution of seeds. – New Phytol. 186: 817–831.
- LONG, R. L., GORECKI, M. J., RENTON, M., SCOTT, J. K., COLVILLE, L., GOGGIN, D. E., COMMANDER, L. E., WESTCOTT, D. A., CHERRY, H. & FINCH-SAVAGE, W. E. (2014): The ecophysiology of seed persistence: a mechanistic view of the journey to germination or demise. – Biol. rev. 90(1): 31–59.
- LUDWIG, G. & SCHNITTLER, M. (1996): Rote Liste gefährdeter Pflanzen Deutschlands: 744 S.
- MARIETTE, S., LE CORRE, V., AUSTERLITZ, F. & KREMER, A. (2002): Sampling within the genome for measuring within-population diversity: trade-offs between markers. – Mol. Ecol. 11: 1145–1156.
- MARSHALL, D. R. & BROWN, A. H. D. (1975): Optimum sampling strategies in genetic conservation. – In: FRANKEL & HAWKES (Ed.): Crop Genetic Resources for Today and Tomorrow. Cambridge Univ Pr., 53–80.
- MARSHALL, D. R. & BROWN, A. H. D. (1983): Theory of forage plant collection. – In: MCIVOR & BRAY (Ed.): Genetic Resources of Forage Plants. CSIRO, 135–148.
- MARTIN, A. C. (1946): The comparative internal morphology of seeds. – Am. Midl. Nat. 36: 513–660.
- MARTIN, A. C. & BARKLEY, W. D. (1961): Seed Identification Manual. – Univ of California Pr., 221 S.
- MAUNDER, M., CULHAM, A., BORDEU, A., ALLAINGUILLAUME, J., & WILKINSON, M. (1999). Genetic diversity and pedigree for *Sophora toromiro* (Leguminosae): a tree extinct in the wild. – Mol. Ecol. 8(5): 725–738.
- MENEZES, N. L., CICERO, S. M., VILLELA, F. A. & BORTOLOTTI, R. P. (2012): Using X rays to evaluate fissures in rice seeds dried artificially. – Rev. Bra. Sem. 34: 70–77.
- MERRITT, D. J., MARTYN, A. J., AINSLEY, P., YOUNG, R. E., SEED, L. U., THORPE, M., HAY, F. R., COMMANDER, L. E., SHACKELFORD, N., OFFORD, C. A., DIXON, K. W. & PROBERT, R. J. (2014): A continental-scale study of seed lifespan in experimental storage examining seed, plant, and environmental traits associated with longevity. – Biodiv.Conserv. 23: 1081–1104.
- MEUDT, H. M. & CLARKE, A. C. (2007): Almost forgotten or latest practice? AFLP applications, analyses and advances. – Trends Plant Sci. 12: 106–117.
- MILLER, A. L. (2005): Tetrazolium Testing for Flower Seeds. – CABI Publishing, 372 S.
- MONDONI, A., PROBERT, R. J., ROSSI, G., VEGINI, E. & HAY, F.R. (2011): Seeds of alpine plants are short lived: implications for long-term conservation. – Ann. Bot. 107: 171–179.
- MUELLER, U. G. & WOLFENBARGER, L. L. (1999): AFLP genotyping and fingerprinting. – Trends Ecol. Evol. 14: 389–394.
- NAGEL, M., KRANNER, I., NEUMANN, K., ROLLETSCHEK, H., SEAL, C. E., COLVILLE, L., FERNÁNDEZ-MARÍN, B. & BÖRNER, A. (2014): Genome-wide association mapping and biochemical markers reveal that seed ageing and longevity are intricately affected by genetic background and developmental and environmental conditions in barley. – Plant, Cell Environ. 38: 1011–1022.
- NEWTON, R. F., HAY, F. & PROBERT, R. (2009): Protocol for comparative seed longevity testing. Technical Information Sheet_01. – www.kew.org/sites/default/files/1_ppcont_014163_Protocol/for/comparative/seed/longevity/testing_0.pdf (Abruf am 14.01.2016).
- NGUYEN, T.-P., KEIZER, P., VAN EEUWIJK, F., SMEEKENS, S. & BENTSINK, L. (2012): Natural variation for seed longevity and seed dormancy are negatively correlated in *Arabidopsis*. – Plant Physiol. 160: 2083–2092.
- NIKOLAEVA, M. G. (1969): Physiology of deep dormancy in seeds. – Izdatel'stvo "Nauka," 219 S.

- NIKOLAEVA, M. G. (1977): Factors controlling the seed dormancy pattern. – In: KHAN (Ed.): The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination. North Holland, 54–74.
- NORMAND, S., RICKLEFS, R. E., SKOV, F., BLADT, J., TACKENBERG, O. & SVENNING, J.-C. (2011): Postglacial migration supplements climate in determining plant species ranges in Europe. – Proc. R. Soc. B. 1–10.
- NYBOM, H. & BARTISH, I.V. (2000): Effects of life history traits and sampling strategies on genetic diversity estimates obtained with RAPD markers in plants. – Perspect. Plant Ecol. Evol. Syst. 3: 93–114.
- O'DONNELL, K. & SHARROCK, S. (2015): Seed Banking In Botanic Gardens – Can. Botanic Gardens Achieve GSPC Target 8 By 2020? – BGjournal 12.1: 3–8.
- PAULI, H., GOTTFRIED, M. & GRABHERR, G. (1996): Effects of climate change on mountain ecosystems—upward shifting of alpine plants. – World resource review 8: 382–390.
- PEARSON, R. G. & DAWSON, T. P. (2003): Predicting the impacts of climate change on the distribution of species: are bioclimate envelope models useful? – Global Ecol. Biogeogr. 12: 361–371.
- PHARTYAL, S. S., KONDO, T., HOSHINO, Y., BASKIN, C. C., & BASKIN, J. M. (2009). Morphological dormancy in seeds of the autumn-germinating shrub *Lonicera caerulea* var. *emphylocalyx* (Caprifoliaceae). – Plant Species Biol 24(1): 20–26.
- PHILIPPI, T. (1993a): Bet-hedging germination of desert annuals: beyond the first year. – Am. Nat. 474–487.
- PHILIPPI, T. (1993b): Bet-hedging germination of desert annuals: variation among populations and maternal effects in *Lepidium lasiocarpum*. – Am. Nat. 488–507.
- POSCHLOD, P. (2014): Kulturlandschaft, Landnutzungswandel und Vielfalt – Mechanismen und Prozesse der Entstehung und Entwicklung unserer Kulturlandschaft und die Notwendigkeit einer Genbank für Wildpflanzen für Ernährung und Landwirtschaft (WEL). – In: POSCHLOD et al.: Handbuch Genbank WEL, Hoppea, Sbd: 7–40.
- POSCHLOD, P. (2015): Geschichte der Kulturlandschaft. – Ulmer, 272 S.
- POSCHLOD, P., ABEDI, M., BARTELHEIMER, M., DROBNIK, J., ROSBAKH, S. & SAATKAMP, A. (2013): Seed ecology and assembly rules in plant communities. – In: VAN DER MAAREL & FRANKLIN (Ed.): Vegetation Ecology. Wiley-Blackwell, 164–202.
- POSCHLOD, P., BAKKER, J. P., BONN, S. & FISCHER, S. (1996): Dispersal of plants in fragmented landscapes. Species survival in fragmented landscapes. Springer, 123–127.
- POSCHLOD, P., BÖHRINGER, J., FENNEL, S., PRUME, C. & TIEKÖTTER, A. (1999): Aspekte der Biologie und Ökologie von Arten der Zwergbinsenfluren. – Mitt. BLNN, Freiburg i. Br 17: 219–260.
- POSCHLOD, P. & BONN, S. (1998): Changing dispersal processes in the Central European landscape since the last ice age: An explanation for the actual decrease of plant species richness in different habitats? – Acta Bot. Neerl. 47: 27–44.
- POSCHLOD, P., KLEYER, M., JACKEL, A. K., DANNEMANN, A. & TACKENBERG, O. (2003): BIOPOP – A database of plant traits and internet application for nature conservation. – Folia Geobot. 38: 263–271.
- PROBERT, R. J., DAWS, M. I. & HAY, F. R. (2009): Ecological correlates of ex situ seed longevity: a comparative study on 195 species. – Ann. Bot. 104: 57–69.
- RAVEN, P. H., EVERT, R. F. & EICHHORN, S. E. (2000): Biologie der Pflanzen. – Walter de Gruyter, 942 S.
- RIECKEN, U., FINCK, P., RATHS, U., SCHRÖDER, E. & SSYMANK, A. (2006): Rote Liste der gefährdeten Biotoptypen Deutschlands. 2. Fassung, 318 S.
- ROSBACH, S. & POSCHLOD, P. (2015): Initial temperature of seed germination as related to species occurrence along a temperature gradient. – Funct Ecol 29: 5–14.
- SAATKAMP, A., AFFRE, L., DUTOIT, T. & POSCHLOD, P. (2011): Germination traits explain soil seed persistence across species: the case of Mediterranean annual plants in cereal fields. – Ann. Bot. 107: 415–426.

- SCHEUERER, M. & AHLMER, W. (2003): Rote Liste gefährdeter Gefäßpflanzen Bayerns mit regionalisierter Florenliste. – Schr.reihe Bay. LfU 156: 372.
- SCHOEN, D. J. & BROWN, A. H. D. (2001): The conservation of wild plant species in seed banks. – *Bioscience* 51: 960–966.
- SCHULZE, E.-D., BECK, E. & MÜLLER-HOHENSTEIN, K. (2002): Pflanzenökologie. – Spektrum, Heidelberg.
- SECRETARIAT OF THE CONVENTION ON BIOLOGICAL DIVERSITY (2010): Global Biodiversity Outlook 3. Montréal, 94 pages.
- SECRETARIAT OF THE CONVENTION ON BIOLOGICAL DIVERSITY (2014): Global Biodiversity Outlook 4. Montréal, 155 pages.
- SHARROCK, S., OLDFIELD, S. & WILSON, O. (2014): Plant Conservation Report 2014: A review of progress in implementation of the Global Strategy for Plant Conservation 2011–2020. – Sec. Conv. Biolog. Div., Montréal, Canada and Botanic Gardens Conservation Int.: 56 S.
- SILVERTOWN, J. & SMITH, B. (1988): Gaps in the canopy: the missing dimension in vegetation dynamics. – *Vegetatio* 77: 57–60.
- SILVERTOWN, J. W. (1984): Phenotypic variety in seed germination behavior: the ontogeny and evolution of somatic polymorphism in seeds. – *Am. Nat.* 1–16.
- SIMAK, M. & GUSTAFSSON, A. (1953): X-ray photography and sensitivity in forest tree species. – *Hereditas* 39: 458–468.
- SOCOLOWSKI, F., CICERO, S. M. & VIEIRA, D. C. M. (2011): Seed weight of *Xylopia aromatica* (Annonaceae): quality evaluation from X-ray and seedling emergence. – *Sci. Agr.* 68: 643–646.
- STMUGV (= BAYERISCHES STAATSMINISTERIUM FÜR UMWELT, GESUNDHEIT UND VERBRAUCHERSCHUTZ, 2008): Strategie zum Erhalt der biologischen Vielfalt in Bayern [Bayerische Biodiversitätsstrategie]. 16 S.
- STMUV (= BAYERISCHES STAATSMINISTERIUM FÜR UMWELT UND VERBRAUCHERSCHUTZ, 2014): NaturVielfaltBayern – Biodiversitätsprogramm 2030. 160 S.
- STURIAO, W. P., LANDGRAF, P. R. C. & ROSA, T. P. (2012): X-ray test for the evaluation of the internal morphology of the seeds of seaforthia palm trees. – *Semin-Cienc Agr.* 33: 3003–3008.
- SWEEDMAN, L. & MERRITT, D. (2006): Australian Seeds: A Guide to Their Collection, Identification and Biology. – CSIRO Publishing, 272 S.
- TAUSCH, S., LEIPOLD, M., REISCH, C. & POSCHLOD, P. (2015): Genbank Bayern Arche – ein Beitrag zum dauerhaften Schutz gefährdeter Pflanzenarten in Bayern. – *ANLiegen Nat.* 37: 82–91.
- THOMPSON, K. & GRIME, J. P. (1983): A Comparative Study of Germination Responses to Diurnally-Fluctuating Temperatures. – *J. Appl. Ecol.* 20: 141–156.
- TWEDDLE, J. C., DICKIE, J. B., BASKIN, C. C. & BASKIN, J. M. (2003): Ecological aspects of seed desiccation sensitivity. – *J. Ecol.* 91: 294–304.
- URL 1 (2018): www.genbank-bayern-arche.de/checklist.php (Abruf am 06.08.2018).
- VAN DER BURG, W. J., AARTSE, J. W., VANZWOL, R. A., JALINK, H. & BINO, R. J. (1994): Predicting Tomato Seedling Morphology by X-Ray-Analysis of Seeds. – *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 119: 258–263.
- VAN TREUREN, R., DE GROOT, E. C. & VAN HINTUM, T. J. L. (2013): Preservation of seed viability during 25 years of storage under standard genebank conditions. – *Genet. Resour. Crop Ev.* 60: 1407–1421.
- VERBAND BOTANISCHER GÄRTEN (2016): Portal für Erhaltungskulturen einheimischer Wildpflanzen. – www.ex-situ-erhaltung.de (Abruf am 16.01.2016).
- WALCK, J. & DIXON, K. (2009): Time to future-proof plants in storage. – *Nature* 462: 721–721.
- WALCK, J.L., HIDAYATI, S., DIXON, K.W., THOMPSON, K. & POSCHLOD, P. (2011): Climate change and plant regeneration from seed. – *Global Change Biology* 17: 2145–2161.

- WALENTOWSKI, H., LOTSCH, H. & MEIER-UHLHERR, R. (2008): Moore und Klimawandel – Viele Moore sitzen bereits heute auf dem Trockenen – steigende Temperaturen sind ihr Hauptfeind. – LWFaktuell 67: 44–47.
- WALTERS, C. (2004): Principles for Preserving Germplasm in Gene Banks. – In: GUERRANT et al. (Ed.): Ex Situ Plant Conservation – Supporting Species Survival in the Wild. Island Pr., 113–138.
- WALTERS, C., RAO, N. K. & HU, X. (1998): Optimizing seed water content to improve longevity in ex situ genebanks. – Seed Sci. Res. 8: 15–22.
- WALTERS, C., WHEELER, L. & STANWOOD, P. C. (2004): Longevity of cryogenically stored seeds. – Cryobiology 48: 229–244.
- WALTERS, C., WHEELER, L. M. & GROTENHUIS, J. M. (2005): Longevity of seeds stored in a genebank: species characteristics. – Seed Sci. Res. 15: 1–20.
- WAY, M. J. (2003): Collecting seed from non-domesticated plants for long-term conservation. – In: SMITH et al. (Ed.): Seed conservation: turning science into practice. – The Royal Botanic Gardens, Kew, 163–201.
- WOSCHÉE, R. (2009): Prioritätenliste für den botanischen Artenschutz in Bayern. – Gutachten i.A. des Bay. LfU, 73 S.