Handbuch Genbank WEL, Hoppea, Denkschr. Regensb. Bot. Ges. Sonderband (2014): 99 – 132

Qualität und Keimungseigenschaften von Saatgut in der Genbank WEL

von
Judith Lang, Daniela Listl, Philipp Glaab, Christoph Reisch und
Peter Poschlod, Regensburg

1 Einleitung

Um Saatgut in eine Genbank einzulagern ist es wichtig, die Anzahl der Samen, die zum Zeitpunkt der Einlagerung lebensfähig sind und zu einer Pflanze heranwachsen können, zu kennen. Des Weiteren ist für eine zukünftige Verwendung der Samen das Wissen darüber, welche Bedingungen die Samen zur Keimung benötigen, unabdingbar (RAO et al. 2006, ENSCONET 2009b).

Für die Genbank WEL wurden daher die Aspekte Lebensfähigkeit und Keimungsbedingungen als Schwerpunkt an der Universität Regensburg bearbeitet. Grundlegende Keimungsversuche für die eigenen Sammlungen wurden von jedem Netzwerkpartner eigenständig und je nach Verfügbarkeit von Ressourcen durchgeführt.

2 Qualität und Langlebigkeit

Hintergrund

a Qualität – Räumliche und zeitliche Unterschiede in der Reproduktion lebensfähiger Samen und ihrer Langlebigkeit

Die Anzahl der potentiell lebensfähigen Samen, sowie deren Langlebigkeit, ist nicht nur von Art zu Art, sondern auch regional und saisonal sehr unterschiedlich (WALTERS et al. 2005, NAGEL & BÖRNER 2010, NAGEL et al. 2010, FAO 2013). Es wurde bereits gezeigt, dass Arten im Hochland weniger vitale und auch kurzlebigere Samen produzieren als im Tiefland (PROBERT et al. 2009, MONDONI et al. 2011). Dies kann im Zusammenhang mit Witterungsverhältnissen stehen (KOCHANEK et al. 2011). Im Hochland können zum Beispiel kurze Vegetationsperioden und feuchte Witterung die Samenreife erschweren und die Langlebigkeit der Samen verringern. Auch das Saatgut derselben Population kann in verschiedenen Jahren sehr unterschiedliche Anteile von vitalen Samen aufweisen, was auf unterschiedliche Witterungsverhältnisse oder Bestäuberverhalten zurückzuführen sein kann. Aufgrund dieser hohen Variabilität in der Vitalität und der Langlebigkeit einzelner Sammlungen ist es wichtig, das Saatgut bereits vor der Einlagerung zu prüfen.

b Abnahme der Vitalität während der Lagerung

Obwohl alle Alterungsprozesse durch Trocknung und Kühlung verlangsamt werden, sterben im Laufe der Jahre immer mehr Samen durch Alterung ab. Wie schnell und in welchem Maße das geschieht, ist von Art zu Art sehr verschieden (NAGEL et al. 2007, PROBERT et al. 2009). Die Veränderungen der Lebensfähigkeit im eingelagerten Saatgut nach mehreren Jahren mit der Lebensfähigkeit des Startmaterials zu vergleichen, ermöglicht es, detailliertes Wissen über die Eignung zur Langzeitlagerung mancher Arten zu gewinnen. Zudem kann dadurch eine Erneuerung der Sammlung (Wiederbesammlung oder Nachzucht) sichergestellt werden, bevor ein bestimmter Anteil der Samen abgestorben ist.

Röntgenuntersuchung

Die Röntgenuntersuchung wurde zum ersten Mal bereits 1903 für Pflanzensamen (Koniferen) von Lundström angewandt (SIMAK & GUSTAFSSON 1953). Sie wird seither mit verschiedenen Weiterentwicklungen (z.B. Anfärbungen durch Kontrastmittel) vor allem im Waldbau genutzt (SIMAK & GUSTAFSSON 1953, WILLAN 1985). Seit einigen Jahren wird auch im Gartenbau und in der Landwirtschaft mit Röntgenuntersuchungen gearbeitet (CHAVAGNAT & LEZEC 1984, VAN DER BURG et al. 1994, KARUNAKARAN 2003, HAFF & SLAUGHTER 2004, GOMES-JUNIOR et al. 2012). Bereits in den 1990er Jahren wurde die Röntgenuntersuchung als Methode in der Saatgutanalyse und im Genbankmanagement erwähnt (ISTA 1999, FAO 1994).

Mit der Röntgenanalyse können leere Samen, mechanische Schäden (Brüche) oder der Befall durch Schädlinge sichtbar gemacht werden, auch wenn dies von außen nicht zu erkennen ist (STARK & ADAMS 1963, FAO 1994, ISTA 1999, HAFF & SLAUGHTER 2004). Für viele Artengruppen kann die Entwicklung des Embryos und die Normalität aller Samenstrukturen überprüft und dadurch die Lebensfähigkeit des Samens prognostiziert werden. Bei einigen Arten entsprechen die Röntgenergebnisse den kombinierten Keim- und Tetrazoliumtests (TAUSCH et al. eingereicht). Für diese Arten könnte somit die Anzahl gesunder, lebensfähiger Embryonen innerhalb einer Akzession ohne vorherigen Vitalitäts- oder Keimtest errechnet werden. Die Schädigung der Samen durch die Röntgenstrahlung ist aufgrund der geringen Dosis unwahrscheinlich, kann aber nicht gänzlich ausgeschlossen werden (ISTA 1999). Da aber nur Stichproben jeder Akzession zur Bestimmung des Anteils der gefüllten Samen geröntgt wurden, kann eine mögliche Schädigung aller anderen Samen ausgeschlossen werden. Für die Genbank WEL wurden mit einem Faxitron X-ray MX-20 Röntgengerät (Abb. 1) ab dem Sammeljahr 2011 bei allen gesammelten Akzessionen Prozentsätze von gefüllten Samen durch Stichproben ermittelt (s. Ergebnisse). Die Anzahl an gefüllten Samen entspricht den gesunden, lebensfähigen Embryonen innerhalb einer Akzession. Bei den Sammlungen aus den Jahren zuvor wurden vergleichende Röntgenanalysen bei Stichproben an gefrorenen und bei Raumtemperatur (ca. 22°C, ca. 40% Luftfeuchte) gelagerten Samen vorgenommen. Dabei waren bereits Schäden durch die Lagerung bei Raumbedingungen erkennbar (Abb. 2).

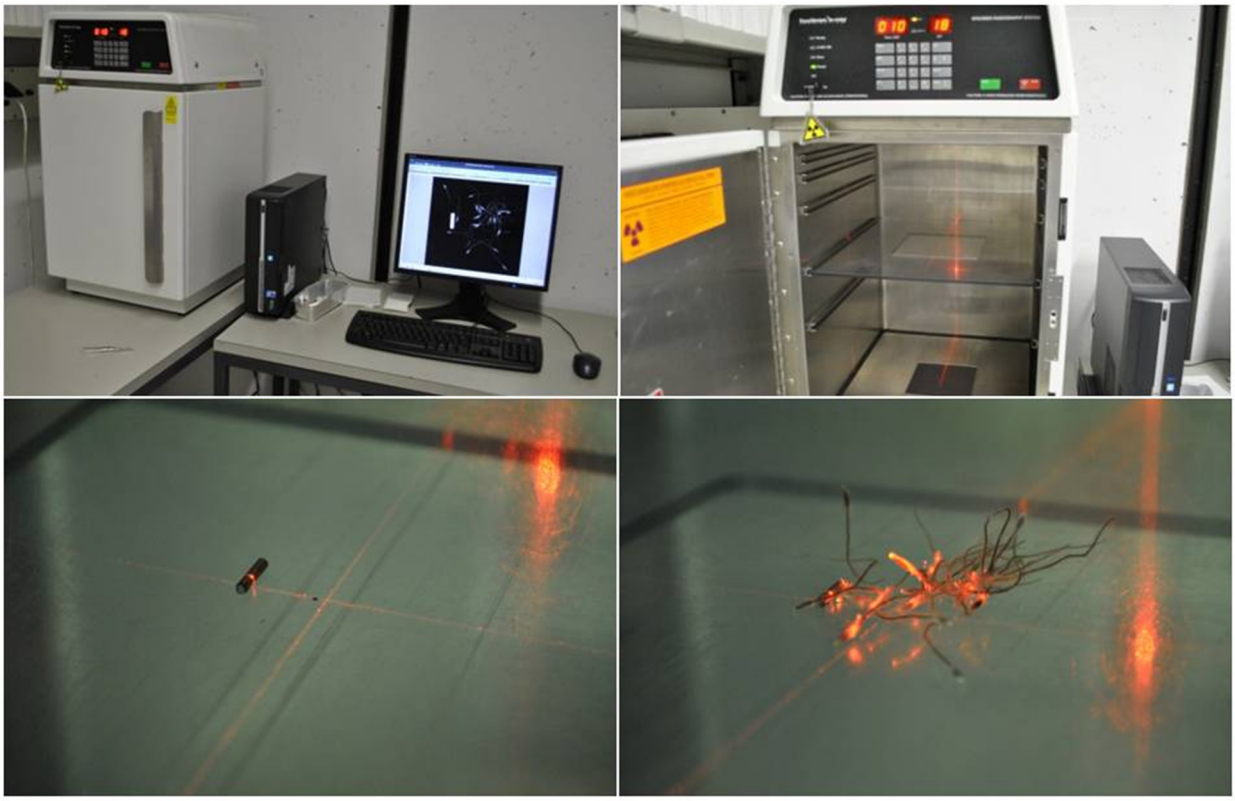


Abb. 1: Röntgengerät Faxitron X-ray MX-20 mit angeschlossenem Computer (oben links), Innenansicht (oben rechts), Laserfadenkreuz mit Maßstab (unten links) bzw. mit Maßstab und Röntgengut (unten rechts).

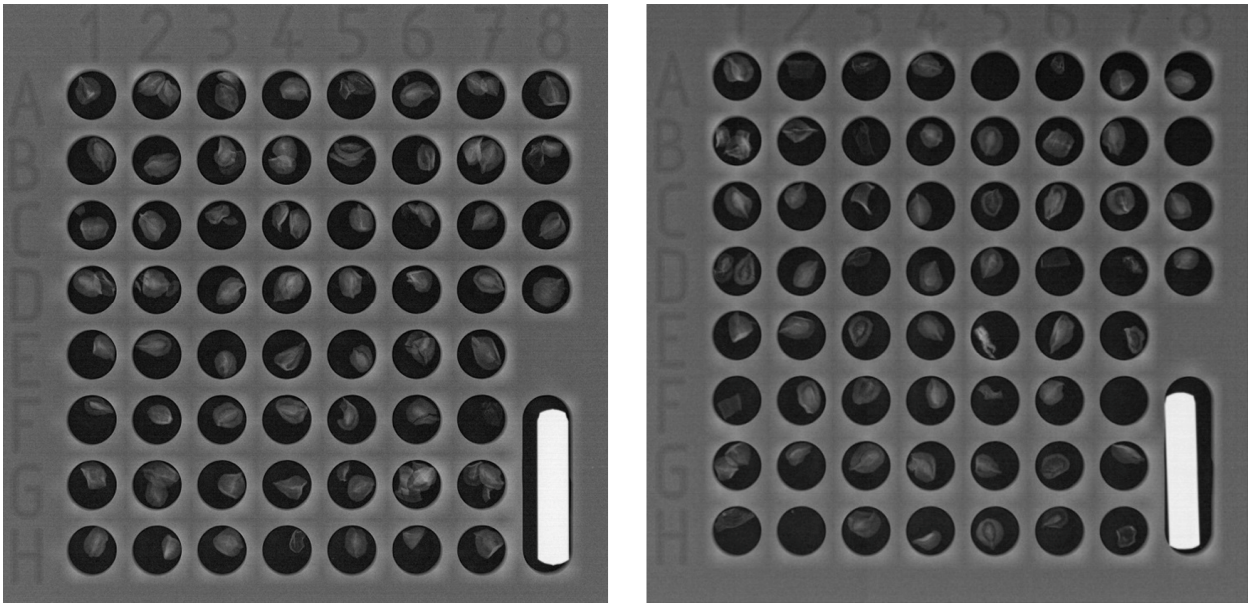


Abb. 2: Samen aus einer Akzession der Karthäuser-Nelke (*Dianthus carthusianorum L.*) nach einer Lagerung von 3 Jahren bei Genbankbedingungen: ca. 90% gefüllte Samen (links), nach einer Lagerung von 3 Jahren bei Raumbedingungen: ca. 50% gefüllte Samen (rechts). Lochplatte und Maßstab wurden eigens für die Röntgenuntersuchung angefertigt (Leihgabe Genbank Bayern Arche: www.lfu.bayern.de/natur/genbank_bayern_arche).

Durch die Röntgenuntersuchungen konnte auch sichergestellt werden, dass bei Keimversuchen für kritische Arten (unbekannte Keimungsbedingungen) nur gefüllte Samen verwendet wurden. Damit konnten auch bei Akzessionen mit wenigen Samen oder geringer Samenfüllung vergleichende Keimtests durchgeführt werden. Die Überprüfung des Saatguts durch das Röntgengerät ermöglichte es auch, dass Akzessionen mit sehr schlechter „Füllung“ (Füllung < 5%), wie z.B. bei der Färber-Resede (*Reseda luteola* L.), erst gar nicht in die Datenbank aufgenommen wurden.

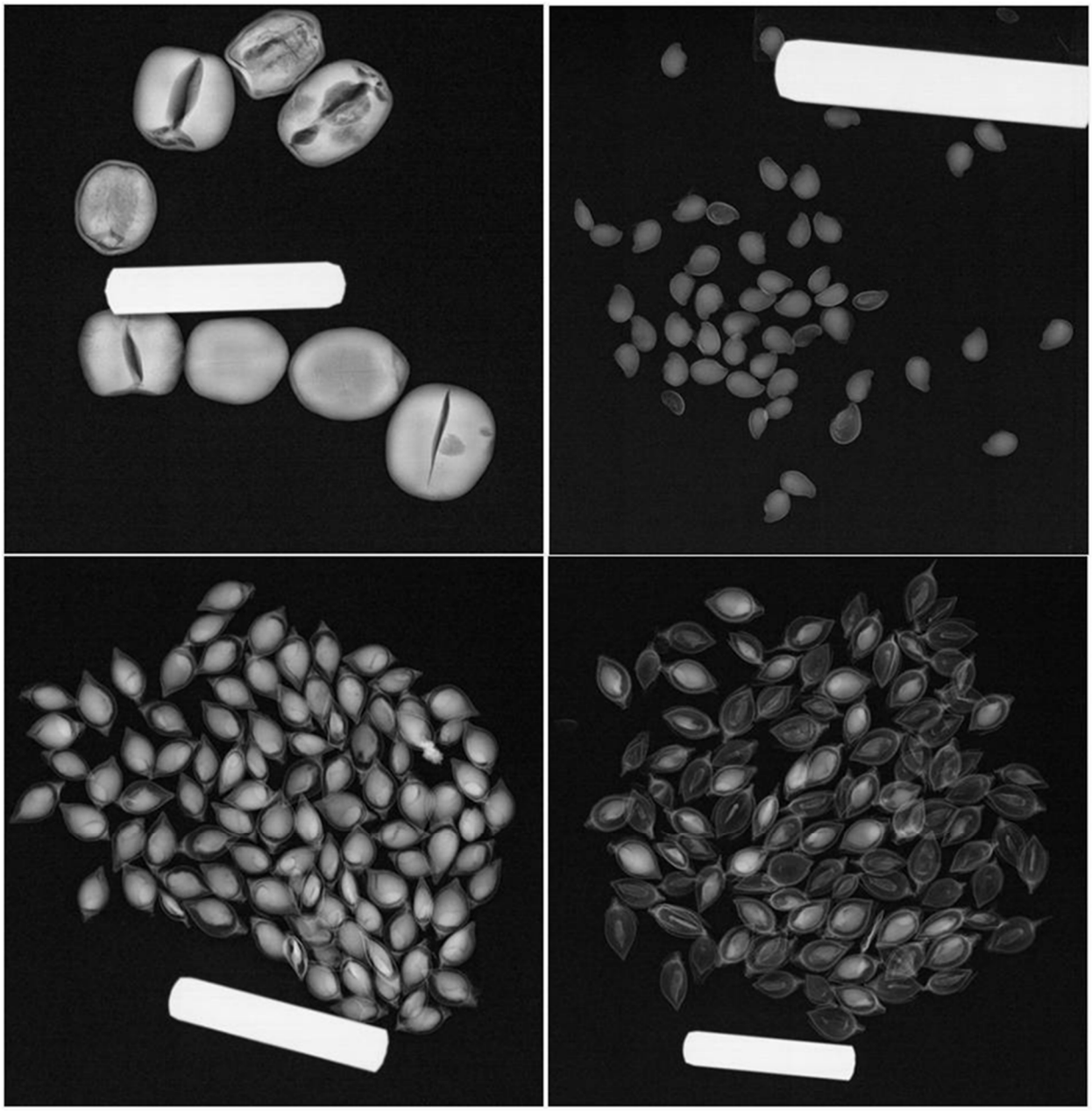


Abb. 3: Knollen-Platterbse (*Lathyrus tuberosus* L.) mit Fraßschaden (links oben, vgl. Tetrazoliumtest), Wald-Erdbeere (*Fragaria vesca* L.) mit gefüllten und leeren Samen (oben rechts), Akzessionen des Pfeffer-Knöterichs (*Persicaria hydropiper* (L.) Delarbre) mit vielen gefüllten und potentiell lebensfähigen Samen (unten links) und zum Vergleich eine Akzession mit sehr vielen leeren Samen (unten rechts).

Aussagekräftige und hilfreiche Ergebnisse konnten mit der Röntgenanalyse für viele Arten der Fabaceen, Caryophyllaceen und Polygonaceen erzielt werden (Abb.3). Für mehrere Familien waren die Aussagen der Röntgenuntersuchung aufgrund der Samengröße oder der inneren Strukturen nicht ausreichend (z.B. Crassulaceen). Für detaillierte Angaben zur Vergleichbarkeit von Röntgenuntersuchung und Tetrazoliumtest für einzelne Pflanzenfamilien siehe die Arbeit von TAUSCH et al. (eingereicht).

Tetrazoliumtest

Der (topographische) Tetrazoliumtest ist eine sog. invasive Methode, um die Lebensfähigkeit von Samen festzustellen (LAKON 1942, 1949), die vor allem in der Saatgutproduktion für die Landwirtschaft zum Einsatz kommt (ISTA, 1999). Er kann zur stichprobenartigen Vorabuntersuchung von Saatgut oder zur Überprüfung der noch ungekeimten Samen nach einem Keimtest verwendet werden. Bei Letzterem kann festgestellt werden, ob die Samen abgestorben sind oder aufgrund unpassender Behandlung noch nicht gekeimt, jedoch noch lebensfähig sind.

Durch die chemische Reaktion (Reduktion durch Dehydrogenasen der Atmungskette) von Tetrazoliumchlorid (2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid) in lebenden Geweben wird der Farbstoff Formazan gebildet, der die Gewebe stark rot anfärbt.

Zur Anwendung wird Tetrazoliumchlorid (2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid) als Pulver mit 70% EtOH in einem kleinen Behältnis (z.B. Eppi) gut gemischt, bis es sich gelöst hat. Anschließend wird die Lösung mit H_2O bis zu einer Endkonzentration von 0.5% verdünnt (z.B. 0,3g + 60ml). Die Lösung wurde in einem dunklen Behältnis (lichtempfindlich) kühl aufbewahrt und spätestens alle 2 Monate neu angesetzt.

Die trockenen oder bereits nach einem Keimtest gequollenen Samen werden mit einer Rasierklinge angeritzt, so dass die inneren Gewebeschichten mit der Lösung in Berührung kommen können. Trockene Samen werden zum Quellen mehrere Stunden (über Nacht) auf mit Wasser getränktes Filterpapier gelegt. Danach werden die Samen in ein Gläschen mit Deckel gegeben und mit Tetrazolium-Lösung bedeckt. Zum Abdunkeln werden die Gläser mit Alufolie umwickelt oder in Kartons aufbewahrt. Die Ansätze werden ca. 24h bei 22-24°C inkubiert. Anschließend werden die Samenschalen vorsichtig entfernt und der Embryo oder entsprechende aussagekräftige Gewebe heraus präpariert.

Die Schwierigkeit beim Durchführen dieses Tests liegt darin, dass die Färbungen der Gewebe bei verschiedenen Artgruppen unterschiedlich ausfallen können (Beispiele in LEIST ET AL. 2003, AOSA 1970). Zudem erschwert die geringe Größe mancher Samen das Anritzen der Samenschale.

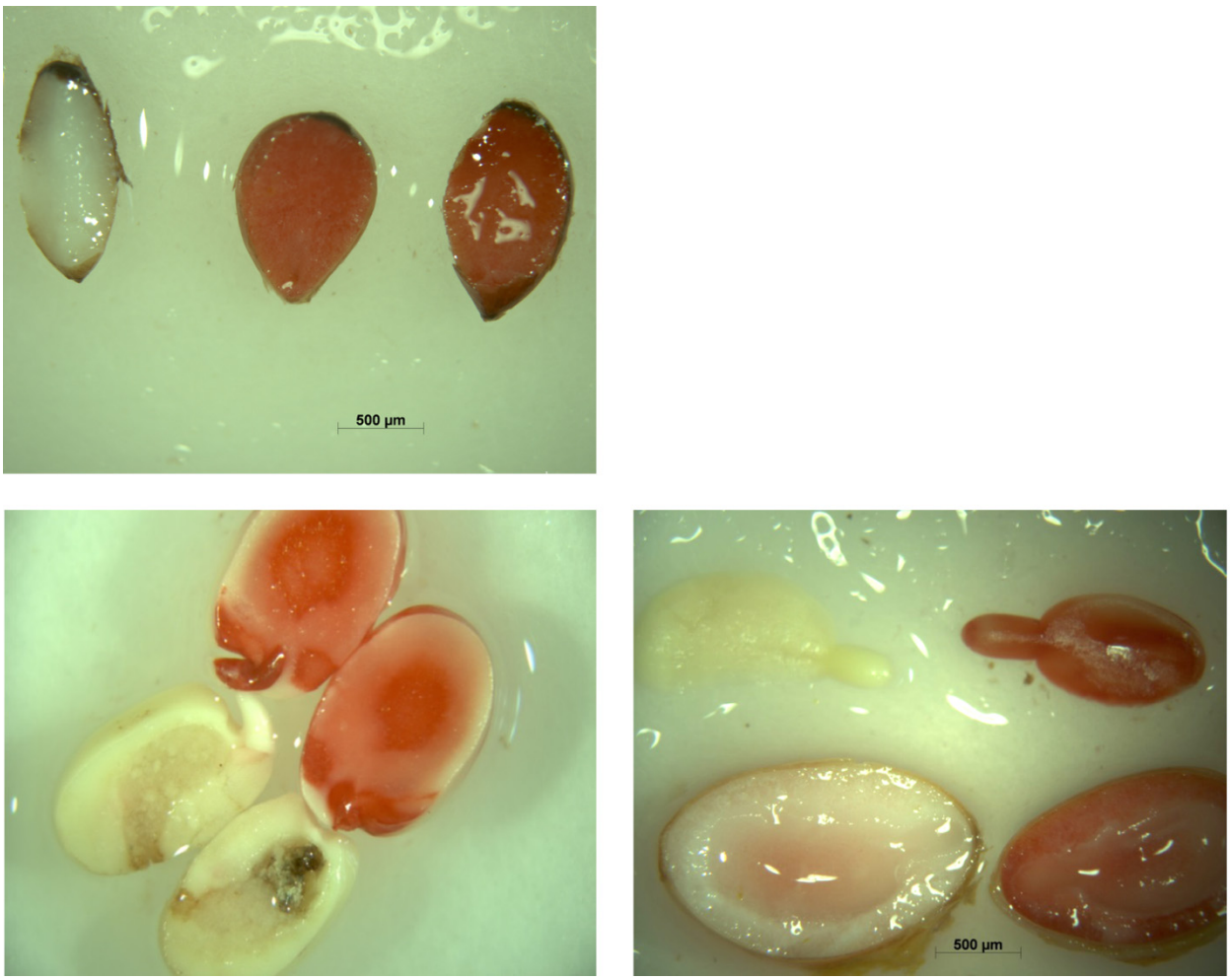


Abb. 4: Tetrazoliumtests an Samen von Gewöhnlicher Waldrebe (*Clematis vitalba L.*, oben), Knollen-Platterbse (*Lathyrus tuberosus L.*, unten links, vergl. Abb. 3) und Europäischem Pfaffenhütchen (*Euonymus europaeus L.* unten rechts), je mit toten (links) und potentiell lebensfähigen (rechts) Samen.

Im Rahmen der Genbank WEL wurden Tetrazoliumtests an ungekeimten Samen nach Keimversuchen durchgeführt (Abb. 4). In Fällen, in denen keine Keimung angeregt werden konnte und das Röntgenbild keine eindeutigen Ergebnisse erzielte, wurden exemplarisch Tetrazoliumtests durchgeführt.

2 Keimung

Hintergrund

Während für Nutzpflanzen die Keimungsbedingungen weitgehend bekannt sind und züchterisch optimiert wurden, sind die Bedingungen für eine erfolgreiche Keimung bei Wildpflanzen stark an ihre Standorte angepasst (FAO 2013, POSCHLOD et al. 2013, ROSBAKH 2014).

Um das Überleben des Keimlings und der Pflanze zu sichern, ist das Eintreten der Keimung an bestimmte Umweltbedingungen gebunden und oft mit einer Dormanz „abgesichert“ (s. Dormanztypen und nötige Vorbehandlungen). Die Keimung erfolgt somit erst unter dem Einfluss bestimmter Umweltbedingungen nach

zum Teil komplexen Sequenzen bestimmter Umweltparameter (DONOHUE et al. 2010).

Die benötigten Keimungsbedingungen und dormanzbrechenden Maßnahmen sind teilweise innerhalb einer Art sehr variabel. Selbst innerhalb einer Population oder bei Korbblütlern (Asteraceen) innerhalb eines Blütenköpfchens kann es zu Unterschieden kommen (GUTTERMAN 1980, BASKIN & BASKIN 2001, ENSCONET 2009a).

Informationen zu Keimungsbedingungen und Dormanztypen vieler Wildpflanzen können in verschiedenen Internetplattformen, z.B. der Royal Botanic Gardens Kew Seed Information Database (LIU et al. 2008: http://kew.org/data/sid/), Datenbanken wie BioPop (POSCHLOD et al. 2003) oder Handbüchern, z.B. von ELLIS et al. (1985), nachgelesen werden. Die umfangreichste Studie zur Keimung von einheimischen Wildpflanzen wurde von GRIME et al. (1981) publiziert (siehe auch GRIME et al. 2007). Für viele Arten sind die Keimungsbedingungen jedoch noch nicht bekannt oder ausreichend untersucht. Dies betrifft vorwiegend Arten mit regional begrenztem Vorkommen wie z.B. viele Arten alpiner Lebensräume. Um geeignete Keimungsbedingungen für Saatgut von diesen Wildpflanzenarten finden zu können, sollten auch die Bedingungen an den Standorten der Populationen berücksichtigt werden (ENSCONET 2009a).

Allgemein sollte daher unter Laborbedingungen eine breite Variabilität an Temperatur, Licht, Wasserverfügbarkeit und Sauerstoffgehalt bei der Durchführung von Keimungsversuchen vorhanden sein, um möglichst viele Arten unter künstlichen Bedingungen zum Keimen anregen zu können.

Durchführen der Keimversuche

Keimversuche in der Genbank WEL wurden grundsätzlich nach verfügbaren Ressourcen der Netzwerkpartner für möglichst viele Akzessionen direkt nach der Reinigung der Samen und vor der Ultratrocknung durchgeführt.

Grundsätzlich gilt, dass bei Keimversuchen, die mit bereits getrockneten oder eingelagerten (=gefrorenen) Samen durchgeführt werden, diese aufgetaut und langsam (zunächst in der Trockenkammer, später bei Raumbedingungen) hydrolysiert werden müssen, um eine Schädigung durch zu schnelle Wasseraufnahme zu vermeiden (ENSCONET 2009a).

Zum Ansetzen eines Keimversuches werden Samen auf eine Kunststoffpetrischale (Durchmesser 92 mm) mit doppellagigem Filterpapier ausgebracht und mit Reinwasser so angegossen, dass die Samen gut benetzt sind. Dies entspricht in etwa einem Volumen von 6 ml. Nach dem Schließen der Petrischale werden sie in die entsprechende Behandlung gegeben und ca. einmal pro Woche auf Austrocknung kontrolliert und ggf. gegossen.

Die Keimungsraten sollten zweimal pro Woche folgendermaßen ermittelt werden: Auf sterilisiertem Untergrund werden die Petrischalen geöffnet und die gekeimten Samen (Hypokotyllänge > 1mm) aus der Schale mit steriler Pinzette entfernt. Die Anzahl der Keimlinge wird im entsprechenden Datenblatt vermerkt, der Deckel der Petrischale wieder aufgesetzt und in den Klimaschrank zurückgestellt. Jede Schale wird über einen Zeitraum von mindestens 6 Wochen ausgewertet. Zur Ermittlung noch unbekannter Keimungsbedingungen bzw. zur Erhöhung nicht zufriedenstellender Keimungsraten werden für die betreffende Art nur solche Akzessionen ausgewählt, die ausreichend (keimfähige) Samen enthalten, um aussagekräftige Tests bzw. entsprechend häufige Wiederholungen durchführen zu können.

Eine besondere Behandlung müssen Samen erfahren, die eine sehr lange Keimungsdauer haben. Um einen Eintrag von Pilzen oder Bakterien in das Keimgut möglichst gering zu halten, werden die Samen mit einer 10%igen Natriumhypochlorid-Lösung (NaClO) für 5 Minuten sterilisiert, anschließend mit Reinwasser (entionisiert) abgewaschen und dann (s.o.) in einer Kunststoffpetrischale angesetzt. In unserem Fall wurde diese Methode beim Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria L.*) und beim Frühlings-Adonisröschen (*Adonis vernalis* L.) angewendet.

Keimversuche sollten zudem je nach bekannter Langlebigkeit der Art in den folgenden Jahren in Stichproben durchgeführt werden, um die Abnahme der Vitalität des eingelagerten Materials zu überprüfen und darauf entsprechend reagieren zu können (ISTA 1999, FAO 2013).

Spezifische Keimungsbedingungen

a Temperatur

Ein essentieller Parameter, der die Keimung von Samen bedingt, ist die Temperatur. Man unterscheidet grundsätzlich zwischen Wärme- und Kältekeimern (BASKIN & BASKIN 2001), sowie Arten, die fluktuierende oder konstante Temperaturen benötigen (POSCHLOD et al. 2013). Zudem gibt es einige Arten (z.B. viele Annuelle), die sehr variabel oder indifferent gegenüber Temperaturen sind.

Während Wärmekeimer bei optimalen Bedingungen von Wasser, Sauerstoff und Licht meist sofort nach der Samenreife zum Keimen gebracht werden können (über 20°C, als Folge Auflaufen der Keimlinge im Sommer oder Herbst), benötigen Kältekeimer den Einfluss einer bestimmten Kälteperiode mit spezifischen Temperaturen zur Keimung (unter 10°C, als Folge Auflaufen der Keimlinge im Frühjahr). Viele Arten, die auf offenen Flächen oder in Lücken der Vegetation („gaps“) auflaufen, benötigen zudem eine starke (Tag-Nacht-)Fluktuation der Temperaturen, um die Keimung anzuregen (alpine Vegetation, s. auch 2.4 Dormanztypen und nötige Vorbehandlungen). Im Gegensatz dazu gibt es Arten, die konstante Temperaturen zum Keimen bevorzugen und dem zu Folge der natürliche Standort geschützt und somit keinen starken Temperaturschwankungen ausgesetzt ist (POSCHLOD et al. 2013).

Unter Berücksichtigung der verfügbaren Informationen oder der Standortbedingungen, ist es erforderlich, Klimaschränke mit konstanten, sowie verschiedenen, fluktuierenden Temperaturregimen zu haben, um den jeweiligen Ansprüchen einer Art gerecht werden zu können (BDB-HANDBUCH 1992).

Die Arten der Genbank WEL wurden je nach verfügbaren Angaben aus Datenbanken oder Folgerungen aus den Standortbedingungen in Keimschränke mit entsprechenden Temperaturbedingungen gestellt (Standards: Wärmekeimer 22°C für 14h [Tag]/14°C für 10h [Nacht], Kältekeimer 14°C für 14h [Tag]/6°C für 10h [Nacht]).

Beispielhaft werden hier einige Vertreter aus der jeweiligen „Temperaturvorliebensgruppe“ angeführt:

Ein Großteil aller beprobten Arten keimte bei 22/14°C (fluktuierende Tag-/Nachttemperaturen) zu 100 %. Dazu gehörten z.B. Gewöhnliche Schafgarbe (*Achillea millefolium* L.), Rapunzel-Glockenblume (*Campanula rapunculus* L.), Karthäuser-Nelke (*Dianthus carthusianorum* L.), Große Waldfetthenne (*Hylotelephium maximum* (L.) Holub), Echte Nelkenwurz (*Geum urbanum* L.), Silberwurz (*Dryas octopetala* L.) und Gewöhnliche Brunnenkresse (*Nasturtium officinale* R. Br.).

Roter Fingerhut (*Digitalis purpurea* L.) und Echte Winterkresse (*Barbarea vulgaris* subsp. vulgaris R. Br.) keimten zu 100 % bei 26/18°C. Färber-Waid (*Isatis tinctoria* L.) konnte zu 95% bei 18/10 °C keimen.

Zur Gruppe der Frühjahrskeimer zählen Wald-Vergissmeinnicht (*Myosotis sylvatica* subsp. *sylvatica* Ehrh. ex Hoffm.) und Huflattich (*Tussilago farfara* L.), die bei 14/6°C zu 100% keimten. Gefleckte Lungenkraut (*Pulmonaria officinalis* L.) wies bei 10/2°C die höchsten Keimraten auf.

Bei konstanten Temperaturen (22°C) keimten z. B. Färber-Hundskamille (*Anthemis tinctoria* L.) und Ausdauerndes Gänseblümchen (*Bellis perennis* L.) sehr gut.

b Licht

Eine weitere Anpassung der Keimung an die Umweltbedingungen betrifft die Lichtverhältnisse. Viele Arten keimen erst, wenn ein spezifisches Verhältnis der Strahlung (hellrot/dunkelrot) vorhanden ist, oder das Verhältnis von Licht und Dunkelheit eine spezifische Tageslänge wiedergibt. Für viele Arten reicht bereits ein Lichtblitz aus, um alle für eine Keimung notwendigen Reaktionen im Samen auszulösen (POSCHLOD et al. 2013). Bei einigen Arten hat Licht jedoch einen negativen Einfluss auf die Keimung – diese Arten sind ausgesprochene Dunkelkeimer (MAYER & POLJAKOFF-MAYBER 1975).

In der Genbank WEL wurden für die sogenannten Lichtkeimer Klimaschränke verwendet, die in der Regel im 14 Stunden-Tag betrieben wurden, was der durchschnittlichen Sonnenscheindauer in den Mittelbreiten während der Hauptkeimungsperioden im Frühjahr und Herbst entspricht.

Arten, die nur unter Lichtausschluss keimen können (Dunkelkeimer), können in einer Dunkelkammer unter Ausschluss von Sonnenlicht unter künstlicher Lichtquelle (im Grünlichtspektrum) wie oben (s. 2.2) angesetzt, in Kartons gegeben, zusätzlich mit Alufolie umwickelt und so in die Klimaschränke gegeben werden. Die Auszählung muss ebenfalls in der Dunkelkammer (bei Beleuchtung durch „Sicherheitsgrünlicht“, GRIME et al. 1981) erfolgen. Innerhalb der WEL-Arten fand sich allerdings keine einzige Art, die bei Dunkelheit höhere Keimraten als bei Licht aufwies.

c Wasser

Alle Arten, die in unserer Klimazone heimisch sind, benötigen Wasser zum Keimen. In welcher Form (flüssig, gasförmig) das Wasser genutzt werden kann und in welchem Maße die Wasserverfügbarkeit ausreichend ist, hängt wiederum von den Anpassungen der Arten an ihre Standorte ab. Für Samen vieler Arten der Trockenrasen oder Felsvegetation ist wenig Wasser zur Keimung ausreichend. Andere Arten brauchen konstante Wasserzufuhr, um keimen zu können. Die Austrocknungstoleranz während der Keimung kann in einer Versuchsreihe erprobt werden, wobei verschiedene Konzentrationen von wasserbindendem PEG (Polyethylenglycol) anstelle von Wasser zum Gießen verwendet werden (JENSCH & POSCHLOD 2008).

Da für die Arten der Genbank WEL ein Optimum der Keimung gesucht wurde und eine negative Reaktion des Keimverhaltens auf ein Überangebot an Wasser nicht zu erwarten war, wurde diese Fragestellung für die WEL Arten nicht untersucht. Um den Einfluss von Mineralien auf das Keimverhalten und die Schimmelbildung während des Keimversuches gering zu halten, wurden alle Versuche mit zweifach destilliertem und demineralisiertem Wasser angesetzt und gegossen.

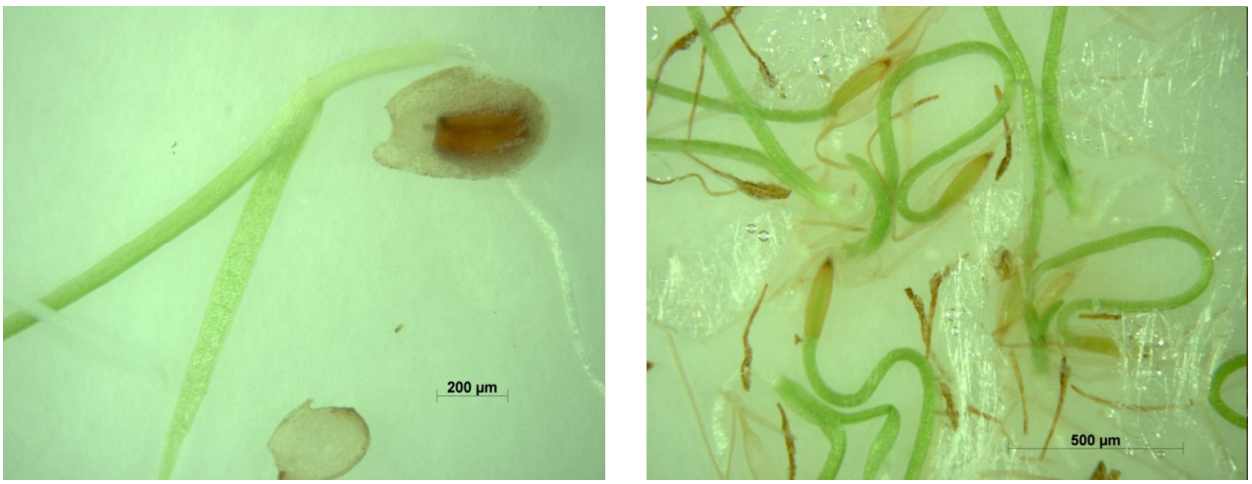


Abb.6: Gewöhnlicher Froschlöffel (*Alisma plantago-aquatica* L. s. str., links) und Breitblättriger Rohrkolben (*Typha latifolia* L., rechts) nach 6 Tagen „unter Wasser“ bei 26/18°C

d Gase bzw. Sauerstoff

Die meisten Samen benötigen Luft um die Energie für eine erfolgreiche Keimung aufbringen zu können (MAYER & POLJAKOFF-MAYBER 1975). Diese Prozesse sind mitunter angepasst an die Zusammensetzung der Luft am Standort (im speziellen O_2 und CO_2), die in unserer Sammelregion jedoch nur geringe Variationen aufweist. Die Samen einiger Arten kommen während der Keimphase jedoch an extremen Standorten vor und haben sich auch an diese speziell angepasst: Die Samen vieler Wasserpflanzen sinken an den Grund der Gewässer und keimen dort. Dies hat zur Folge, dass die Keimung ohne Luftsauerstoff erfolgen muss. Bei Wasserpflanzen kann daher die Keimung durch hypoxische Bedingungen sogar gefördert werden (POSCHLOD et al. 2013).

Dormanztypen und nötige Vorbehandlungen

Die Dormanz an sich bezeichnet die Unfähigkeit eines gesunden lebensfähigen Samen unter günstigen Bedingungen zu keimen. Dabei lassen sich verschiedene Dormanztypen unterscheiden: Bei der physikalischen Dormanz verhindert die Samenschale eine Keimung (BEWLEY 1997). Beim Vorliegen dieser auch als Samenschalendormanz („coat-enhanced dormancy“) bezeichneten Dormanz oder auch bei besonders harten Samenschalen, von denen anzunehmen ist, dass sie nur schwer wasserdurchlässig sind, wurde die Methode der Skarifikation angewendet, um den Samen eine Wasseraufnahme und dadurch eine Quellung zu ermöglichen.

Tab. 1: Dormanztypen basierend auf BASKIN & BASKIN 2001.

Typ	**Ursache(n) der Dormanz**	**Merkmale des Embryo**
Physiologisch	Physiologischer Mechanismus der Keimhemmung im Embryo	Voll entwickelt; dormant
Physikalisch	Samenschale undurchlässig für Wasser	Voll entwickelt; nicht dormant
Kombiniert	Undurchlässige Samenschale; physiologischer Mechanismus der Keimhemmung im Embryo	Voll entwickelt; dormant
Morphologisch	Embryo noch nicht entwickelt	Noch nicht entwickelt; nicht dormant
Morphophysiologisch	Embryo noch nicht entwickelt; physiologischer Mechanismus der Keimhemmung im Embryo	Noch nicht entwickelt; dormant

Die physiologische Dormanz ist der am weitesten verbreitete Dormanztyp und ist in fast allen systematischen Ordnungen der Pflanzen vertreten (BASKIN & BASKIN 2004, FINCH-SAVAGE & LEUBNER-METZGER 2006). Bei der physiologischen Dormanz wird der Embryo durch physiologische Mechanismen an der Streckung gehindert. Die physiologische Dormanz wird weitgehend chemisch durch antago-

nistische Interaktionen zwischen keimungshemmenden (Abscisinsäure = ABA) und keimungsfördernden Pflanzenhormonen (z. B. Gibberelline = GA; Ethylen) reguliert. Die Reduzierung des ABA-Spiegels kann auch durch eine Stratifikation erfolgen, die allerdings nur auf den gequollenen Samen wirken kann (LEUBNER-METZGER 2007).

Drei Typen der physiologischen Dormanz werden unterschieden. Von einer tiefen physiologischen Dormanz spricht man, wenn der Embryo eine 3-4 monatige Kältestratifikation benötig, um zu keimen. Eine mittlere physiologische Dormanz liegt vor, wenn diese durch eine Kältestratifikation von 2-3 Monaten gebrochen werden kann und von einer schwachen physiologischen Dormanz spricht man, wenn diese durch eine Wärme-oder Kältestratifikation, durch eine extern verabreichte GA_3-Gabe oder eine Skarifikation gebrochen werden kann.

Von morphologischer Dormanz spricht man, wenn der Embryo ausdifferenziert, aber noch nicht ausgereift (zu voller Größe ausgewachsen) ist. Samen dieses Typs benötigen keine dormanzbrechende Behandlung an sich, sondern nur Zeit, um zu wachsen bzw. zu reifen und schließlich keimen zu können. Es wird davon ausgegangen, dass sich alle existierenden Dormanztypen und nicht dormanten Arten aus der morphologischen Dormanz abgeleitet haben (BASKIN & BASKIN 2004).

Eine morphophysiologische Dormanz liegt vor, wenn sowohl der Embryo noch nicht ausgereift als auch eine zusätzliche Behandlung erforderlich ist, um die vorhandene physiologische Dormanz zu brechen. Diese Dormanzgruppe lässt sich weiter unterteilen: Je nachdem, ob eine Wärme- oder Kältestratifikation, oder beide erforderlich sind, um die Dormanz zu brechen, und ob im Anschluss daran der Embryo im Zeitraum des Wachstums Wärme oder Kälte benötigt, erfolgt die Einteilung in die jeweilige Gruppe (BASKIN & BASKIN 2004). Schließlich wird bei dieser Klassifikation noch berücksichtigt, ob durch eine Gibberellinsäuregabe die Dormanz überwunden werden kann.

Insgesamt sind das Brechen der Dormanz und der Keimungsprozess ein kompliziertes Wechselspiel verschiedener biochemischer und physiologischer, aber auch physikalischer Prozesse. Ob Samen dormant oder nicht dormant sind, kann innerhalb einer Art und sogar innerhalb einzelner Populationen variieren (BASKIN & BASKIN 2004). Hinzu kommt, dass es Mischtypen der einzelnen Dormanztypen gibt und deshalb eine eindeutige Klassifizierung schwierig ist (BASKIN & BASKIN 2004).

Es ist davon auszugehen, dass alle Arten, die durch Temperaturbedingungen wie unter 2.3a beschrieben wurden, nicht zur Keimung gebracht werden konnten, dormant sind und deshalb eine weitere Behandlung benötigen (BASKIN & BASKIN 2001).

a Skarifikation

Zur Brechung einer physikalischen Dormanz sind mehrere Verfahren bekannt.

Das Mechanische Aufbrechen der Samenschale

Davon kamen wiederum zwei verschiedene Varianten zum Einsatz:
Bei einem Großteil der Fabaceen, z. B. beim Gewöhnlichen Wundklee (*Anthyllis vulneraria* L. s. l.), bei verschiedenen Platterbsen (*Lathyrus* spec.), bei der Bärenschote (*Astragalus glycyphyllos* L.), bei verschiedenen Hornklees (*Lotus* spec.), und einem Teil der Apiaceen, z. B. beim Gewöhnlichen Giersch (*Aegopodium podagraria* L.) und bei der Bärwurz (*Meum athamanticum* Jacq.) wurde die Samenschale mit einem Skalpell oder einer Rasierklinge angeritzt. Dabei war darauf zu achten, dass der Embryo unverletzt blieb. Diese Variante der Skarifikation wurde ebenfalls bei Echtem Salbei (*Salvia officinalis* L.) und Barbarakraut *(Barbarea vulgaris* Ait), bei Christophskraut (*Actaea spicata* L.,), bei Gewöhnlichem Diptam (*Dictamnus albus* L., Rutaceae) und bei Moschus-Malve (*Malva moschata* L., Malvaceae) angewendet. Beim Lauchhederich (*Alliaria petiolata* (M. Bieb.) Cavara & Grande,) wurde sogar die gesamt Samenschale entfernt.

Samen, die sehr klein sind bzw. nur eine sehr dünne Samenschale besitzen, wurden mit Hilfe einer Pinzette über ein Schmirgelpapier gezogen und auf diese Weise skarifiziert. Diese Methode kam unter anderem bei Brassicaceen, z.B. bei Gewöhnlichem Hirtentäschel (*Capsella bursa-pastoris* (L.) Medik), Bitterem Schaumkraut *(Cardamine amara* L) und bei Fabaceen, z.B. beim Schwarzwerdendem Geißklee (*Cytisus nigricans* L.) und beim Feld-Klee (*Trifolium campestre* Schreb.), zum Einsatz.

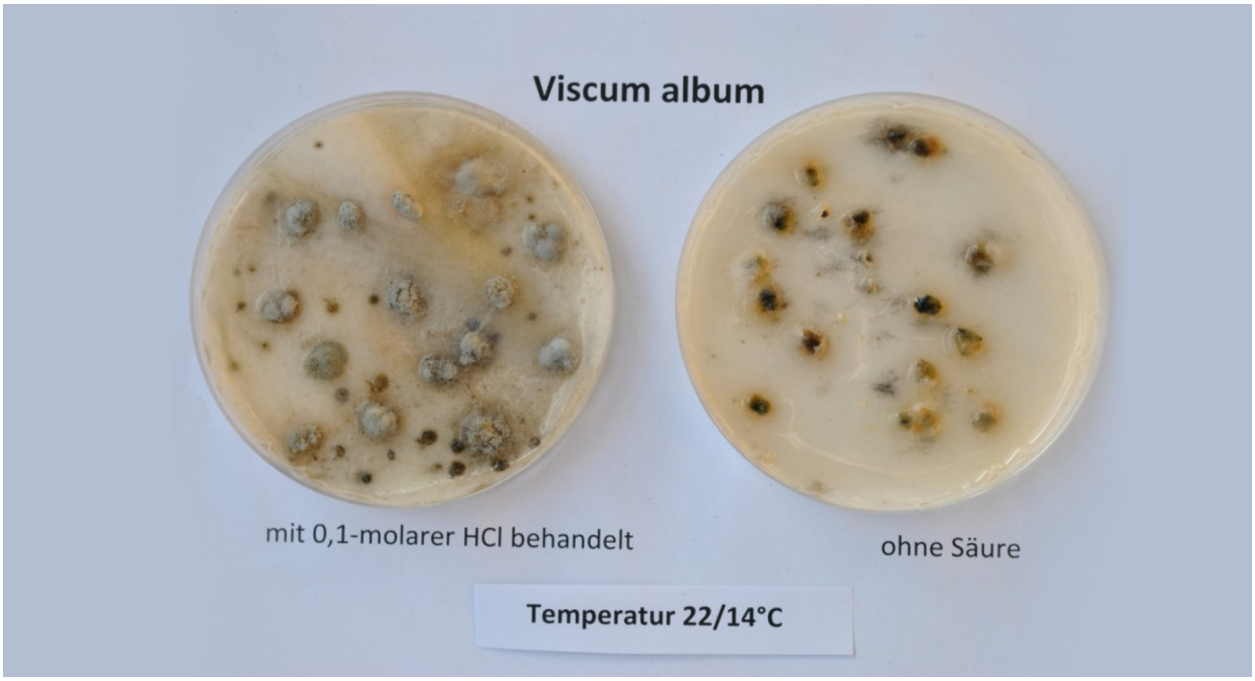


Abb. 7: Vergleich von säurebehandelten und nicht säurebehandelten Samen der Laubholz-Mistel (*Viscum album L*. s. l.) nach 4 Wochen bei 22/14°C.

Das Chemische „Aufweichen“ der Samenschale

Eine Skarifikation kann auch chemisch erfolgen. Es wird davon ausgegangen, dass ein niedriger pH-Wert die Oberfläche der Samenschalen angreift oder verätzt. Eine Behandlung für 2 bzw. 8 Stunden in 0,1 molarer Salzsäure (eine Säurebehandlung kann die Magen-Darm-Passage simulieren; Bonn 2005) hatte bei keiner der untersuchten Arten Erfolg. Wie Abbildung 7 zeigt, bildeten sich bei der Laubholz-Mistel (*Viscum album* L. s. l.) nach einem Zeitraum von 4 Wochen auf den Samen jeweils unterschiedliche Pilzrasen.

b Stratifikation (Temperaturvorbehandlungen für best. Gruppen mit Fallbeispielen)

Kältestratifikation

Wie bereits angesprochen, ist die Kältestratifikation eine Möglichkeit die Dormanz zu brechen. Sie wurde meist bei 4°C über einen Zeitraum von 6 Wochen durchgeführt. Klassische Vertreter, die eine Kältestratifikation benötigen, sind Wasserminze (*Mentha aquatica* L.), Gewöhnlicher Dost (*Origanum vulgare* L.), Gewöhnliches Seifenkraut (*Saponaria officinalis* L.) Große Brennnessel (*Urtica dioica* L.s.l.) und Spitz-Wegerich (*Plantago lanceolata* L.): Nach der Stratifikation können sie Keimraten von bis zu 100% erreichen. Ohne Stratifikation sind die Keimraten bei diesen Arten niedriger.

Schwalbenwurz-Enzian (*Gentiana asclepiadea* L.) wurde über 12 Wochen stratifiziert, da Enzian-Arten in der Regel eine tiefe physiologische Dormanz aufweisen. Bei der Europäischen Trollblume (*Trollius europaeus* L.) kam eine zusätzliche Kältebehandlung von unter 0°C zum Einsatz. Diese Behandlungen führten jeweils zur besten Keimungsrate.

Es konnte beobachtet werden, dass eine Vielzahl von Sauergräsern (Cyperaceen) auch ohne Stratifikation keimen kann. Bei vorausgegangener Kältestratifikation liegen aber die Keimungsraten um ca. 10-20% höher: Scheidiges Wollgras (*Eriophorum vaginatum* L.) und Polster-Segge (*Carex firma* Host).

Wärmestratifikation

Es wurden aber auch andere Temperaturvorbehandlungen angewendet. So wurde bei einer Vielzahl von Arten eine vorausgehende Wärmebehandlung durchgeführt. Beispielsweise wurde die Alpen-Bärentraube (*Arctostaphylos alpinus* (L.) Spreng.) für eine Woche in den 22/14°C Klimaschrank gegeben und anschließend bei 10/2°C zur Keimung gebracht. Geflecktes Lungenkraut (*Pulmonaria officinalis* L.) wurde für 2 Wochen bei 22/14°C vorbehandelt und dann auf 10/2°C gestellt. Beide Arten konnten jeweils nur mit Vorbehandlung bzw. mit Vorbehandlung und Phytohormonen (s. Absatz c) zur Keimung gebracht werden.

Wärme- und Kältestratifikation

Bei einigen Arten musste direkt im Anschluss an eine Temperaturbehandlung eine weitere Kälte- oder Wärmebehandlung erfolgen, um gute Keimungsraten zu erzielen: Z.B. wurden Großer Wiesenknopf (*Sanguisorba officinalis* L.) und Zwillings-Zwergginster (*Chamaecytisus ratisbonensis* (Schaeff.) Rothm.) für 6 Wochen bei 22/14 °C bzw. 22°C vorbehandelt, anschließend 6 Wochen bei 4°C stratifiziert und danach bei 22/14°C zur Keimung gebracht.

Die Abfolge einer kalt, warm, kalten Behandlung wurde bei Waldmeister (*Galium odoratum* (L.) Scop.) durchgeführt. Die Samen wurden dazu für 6-8 Wochen bei 4°C, dann für 6 Wochen bei 22°C und nochmals für 6 Wochen bei 4°C stratifiziert, bevor sie bei 22°C in den Klimaschrank gegeben wurden. Waldmeister (*Galium odoratum* (L.) Scop.) wurde zusätzlich bei Versuchsstart skarifiziert. Diese Behandlung führte bei dieser Art zur maximalen Keimungsrate.

c Phytohormone

Gibberellin

Welchen Einfluss GA_3 (eine aktive Form des Gibberellins) auf die Dormanz haben kann, wurde bereits unter Punkt 2.4 beschrieben. Da GA_3 auch für die Mobilisierung von Speicherstoffen sorgt (BUSH 1996), ist ihre Wirkung als Keimungsförderer unbestritten, weshalb Gibberellinsäure (GA_3) auch bei unseren Versuchen eingesetzt wurde.

Die Gibberellinsäure wurde gemäß der Richtlinien zum Aufbereiten und Einlagern von Wildsamenpflanzen in der Genbank WEL hergestellt. Dazu wurde ein Ansatz vorbereitet, für den 37,5 mg GA_3 in 1 ml 70%igem Ethanol gelöst und anschließend auf 150 ml Lösungsvolumen mit Reinwasser aufgefüllt wurden. Dies entspricht einer Konzentration von 25 mg GA_3 pro 100 ml Lösung (250 mg/l).

Cytokinin

Da Cytokinine eine die Zellteilung förderende Wirkung haben und den Austrieb von Seitenknospen fördern, kommt Benzylaminopurin (Benzyladenin = BA), als ein Vertreter davon, insbesondere in der gartenbaulichen Praxis zur Anwendung. Dort wird es zur Regeneration von Adventivsprossen oder Seitenknospen aus Kallus oder Blattexplantaten eingesetzt (RÜCKER 1982). An der Universität Regensburg wurde die mögliche Wirkung des Cytokinins in Form von BA auf die Keimungsprozesse untersucht.

Die Versuche wurden folgendermaßen durchgeführt. Zuerst wurde ein 100 ml Ansatz hergestellt, für den 10 mg Benzyladenin in 0,5 ml 1M KOH gelöst und auf 100 ml Gesamtvolumen mit Reinwasser aufgefüllt wurden. Dies entspricht einer Konzentration von 100 mg BA pro Liter Lösung.

BA wurde v.a. bei solchen Arten eingesetzt, die entweder noch gar nicht oder nur mit wenigen Samen pro Ansatz gekeimt hatten, oder bei Arten, auf die eine GA_3-Gabe keinen Einfluss auf die Verbesserung der Keimungsrate hatte.

Beide Hormonlösungen wurden im Kühlschrank bei 2°C aufbewahrt und alle 3 Monate frisch hergestellt. Die Samen wurden jeweils einmalig mit 4 ml Hormonlösung angegossen und anschließend in den Klimaschrank gestellt (Auswirkungen s.3).

Ergebnisse Phytohormone:

Es konnte beobachtet werden, dass sich das Kältebedürfnis, das nötig ist, um die Dormanz zu brechen, bei einigen Arten durch den Einsatz von Gibberellinsäure (=GA_3) reduzieren bzw. ganz unterdrücken ließ: Kalk-Glocken-Enzian (*Gentiana clusii* Perr. & Song.), Frühlings-Enzian (*Gentiana verna* L.), Wiesen-Primel (*Primula veris* L.). Bei anderen Arten zeigten sich nach dem Einsatz von GA_3 deutlich höhere Keimungsraten als bei der Kontrolle ohne Hormone: Gewöhnliche Moosbeere (*Vaccinium oxycoccos* L. (s. l.)), Büschelglockenblume (*Campanula glomerata L.*), Gewöhnliches Leberblümchen (*Hepatica nobilis* Schreb.), Maiglöckchen (*Convallaria majalis* L.), Ährige Teufelskralle (*Phyteuma spicatum* L. s. str.) und Sumpf-Dotterblume (*Caltha palustris* L.).

Bei Arten, die bisher gar nicht zur Keimung angeregt werden konnten, wurde der Versuchsablauf in der Form abgewandelt, dass zuerst die Samen skarifiziert wurden, dann GA_3 bereits zur Wärmestratifikation gegeben, bevor anschließend eine Kältestratifikation durchgeführt wurde. Erfolgreich war diese Behandlung bei Bär-Lauch (*Allium ursinum* L.) und Bärwurz (*Meum athamanticum* Jacq.). Bär-Lauch (*Allium ursinum* L.) keimte bereits während der Kältestratifikation. Ein parallel angesetzter Versuch mit BA führte auch zu einer Keimung. In diesem Fall keimten die Samen aber noch nicht während der Stratifikation, sondern erst im Klimaschrank nach ca. 2 Wochen bei 18/10°C. Eine mögliche Erklärung für die Keimung mit BA könnte sein, dass ABA in Bezug auf die Blattseneszenz ein Gegenspieler zu BA ist. Cytokinine hemmen, ABA fördert die Blattseneszenz (DONG et al. 2008). Vielleicht kann dieser Zusammenhang auch auf die Samenkeimung übertragen werden. Im Umkehrschluss könnte das bedeuten, dass eine externe BA-Gabe durch Anregung der Zellteilungsprozesse, die dormanzfördernde Wirkung der ABA reduziert. Zusätzlich spielt auch das Verhältnis zwischen Auxinen und Cytokininen bei der Regeneration von Pflanzen eine entscheidende Rolle. Das Verschieben dieses Verhältnisses durch eine externe BA-Gabe könnte ebenfalls die Entwicklungsprozesse bei der Samenkeimung beeinflusst haben. Grundsätzlich gelten sich entwickelnde Samen als Cytokininbildungsort (VAN STADEN & DAVEY 1979, VAN STADEN 1983).

Die Verwendung von Benzyladenin (=BA) konnte noch bei folgenden anderen Arten eine höhere Keimungsrate bzw. eine erstmalige Keimung bewirken: Von Geflecktem Lungenkraut (*Pulmonaria officinalis* L.) keimten 70 % der Samen,

nachdem sie mit BA behandelt worden waren. Bei den Kontrollen mit GA_3 und ohne Phytohormone keimten nur 30 % bzw. 50 %. Bei der Alpen-Bärentraube (*Arctostaphylos alpinus* (L.) Spreng.) waren die Ergebnisse ähnlich: So ergab eine BA-Behandlung eine Keimungsrate von 50 %, die Kontrollen mit GA_3 keimten zu 25 % und jene ohne Hormone gar nicht. Bei Gewöhnlichem Seidelbast (*Daphne mezereum* L.), der allerdings nicht zu den 195 bearbeiteten WEL-Arten zählt, Gelber Resede (*Reseda lutea* L.) und Gewöhnlichem Giersch (*Aegopodium podagraria* L.) konnten nach BA -Behandlung ebenfalls höhere Keimungsraten als mit GA_3 oder ohne Hormone erzielt werden.

Insgesamt konnte festgestellt werden, dass bei den entsprechend untersuchten Arten die Keimung entweder nur durch GA_3 oder BA gefördert werden konnte. Bei einigen Arten konnte durch die Anwendung von Phytohormonen sogar ein nachteiliger Effekt beobachtet werden: Bei der Gewöhnlichen Moosbeere (*Vaccinium oxycoccos* L. (s. l.)) hemmte eine BA-Behandlung, beim Gewöhnlichen Froschlöffel (*Alisma plantago-aquatica* L. s. str.) hemmte eine GA_3-Behandlung die Keimung. Eine Ausnahme stellten Huflattich (*Tussilago farfara* L.) und Gewöhnlicher Dost (*Origanum vulgare* L.) dar, die sich indifferent gegenüber dem jeweiligen Phytohormon verhielten. So konnten in etwa gleiche Keimungsraten bei der Behandlung mit GA_3 oder BA bzw. ohne Hormone erreicht werden.

Abschließend wird empfohlen, das Phytohormon bereits zur Vorbehandlung bzw. Stratifikation dazu zu geben, um somit den frühesten Zeitpunkt, ab dem der Samen/Embryo für die Hormonbehandlung empfänglich ist, zu treffen und somit die mögliche Wirkung optimal auszuschöpfen.

3 Ergebnisse für die Genbank WEL

Um die Qualität des Saatgutes und seine Verwendbarkeit bewerten zu können, wurden die Ergebnisse der Röntgenuntersuchungen, der Keimungsversuche und der Tetrazoliumtests herangezogen. Für Sammlungen, die seit dem Jahr 2011 in die Genbank eingelagert wurden, wurde mit der Röntgenanalyse durch Stichproben der Prozentsatz potentiell lebensfähiger Samen in jeder Akzession zum Zeitpunkt der Einlagerung ermittelt. Mit denselben Samen, die für die Röntgenanalyse verwendet wurden, wurde im Anschluss ein Keimungstest durchgeführt. Hier wurden der Prozentsatz der keimenden Samen, sowie die Schnelligkeit der Keimung durch die Halbwertszeit ermittelt (t_{50} = Tage nach denen, die Hälfte der getesteten Samen gekeimt waren, bzw. t'_{50} = Tage nach denen die Hälfte der am Ende der Versuchs gekeimten Samen gekeimt waren). Anhand dieser Daten konnte zudem der VAG-wert (viability adjusted germination) durch die Formel:

$$vag = \frac{\text{Anteil gekeimter Samen (\%)}}{\text{Anteil lebender Samen (\%)}} * 100\%$$

ermittelt werden (ROCHE et al. 1997), der ein vergleichbares Maß des Keimungserfolges zwischen den Behandlungen und Akzessionen liefert (Tab. 2).

Zur Ergebnisauswertung muss angemerkt werden, dass es bei einem Großteil der besammelten Arten nur eine begrenzte Anzahl an Samen für die Keimungsversuche gab. Aus diesem Grund konnte nicht immer eine statistisch belastbare Analyse der Keimungsversuche erfolgen. Bei einem Teil der Akzessionen konnten daher auch keine Versuchswiederholungen durchgeführt werden, wie beispielsweise bei Seidelbast (*Daphne* spec.), Frühlings-Knotenblume (*Leucojum vernum* L.) und Gekieltem Lauch (*Allium carinatum* L. (s.l.)). Unsere Keimungsergebnisse geben deshalb nur Trends wieder.

Tab. 2: Beispiele der Vergleichbarkeit von Keimversuchen verschiedener Akzessionen mittels der viability adjusted germination (vag). Zur Identifizierung der Akzessionen sind spezifische Nummern vergeben (s. Kap. 2).

Id	Botanischer Name	Röntgentest (%)	Keimtest (%)	vag
0722	*Arnica montana* L.	80	80	100
0744	*Arnica montana* L.	87	80	92
0841	*Arnica montana* L.	90	80	89
1071	*Dryas octopetala* L.	38	0	0
0719	*Dryas octopetala* L.	40	40	100
0533	*Dryas octopetala* L.	54	38	70
1072	*Dryas octopetala* L.	65	20	31
0961	*Eupatorium cannabinum* L.	65	56	86
0944	*Eupatorium cannabinum* L.	67	60	90
0995	*Eupatorium cannabinum* L.	69	63	91
0450	*Eupatorium cannabinum* L.	75	70	93
1000	*Eupatorium cannabinum* L.	79	26	33
0832	*Eupatorium cannabinum* L.	80	75	94
0519	*Eupatorium cannabinum* L.	82	73	89
0521	*Eupatorium cannabinum* L.	95	80	84
0561	*Sanguisorba minor* Scop.	20	10	50
0493	*Sanguisorba minor* Scop.	28	20	71
0406	*Sanguisorba minor* Scop.	50	30	60
0577	*Sanguisorba minor* Scop.	55	45	82
0731	*Sanguisorba minor* Scop.	100	100	100

Ergebnisse der Röntgenanalysen

Die meisten Akzessionen enthielten zum Zeitpunkt der Einlagerung 75-100% gefüllte Samen und bieten somit eine gute Grundlage zur Einlagerung in die Genbank (Tab. 3). Durch die Röntgenanalyse konnte jedoch für einige Akzessionen festge-

stellt werden, dass eine Einlagerung in die Genbank nicht sinnvoll ist, da nahezu alle Samen leer waren. Dies traf bei Gelbem Wau (*Reseda lutea* L.) und Färber-Wau (*Reseda luteola* L.) zu, sowie auch bei einigen Asteraceen, z.B. Gewöhnlicher Sumpfschafgarbe (*Achillea ptarmica* L.), Gewöhnlichem Katzenpfötchen (*Antennaria dioica* (L.) Gaertn.), Berg-Wohlverleih (*Arnica montana* L.), Silberdistel (*Carlina acaulis* L.) und Echter Kamille (*Matricaria recutita* L.). Da in den ersten Jahren zum Zeitpunkt der Einlagerung keine Röntgenanalysen durchgeführt wurden, wurde dies für viele Akzessionen mit bereits seit 3-4 Jahren eingelagertem Material nachgeholt.

Tab. 3: Prozentuale Anteile potentiell lebensfähiger Samen der 645 geröntgten Akzessionen, eingeteilt in 5 verschiedene Klassen. Es wurde unterschieden, ob die Röntgenanalyse vor oder nach der Einlagerung durchgeführt wurde.

	Anzahl d. Akzessionen	
Klasse	**vor der Einlagerung**	**nach 3-4 Jahren**
0%	6	1
<30%	31	4
<50%	34	7
<75%	94	22
75-100%	376	70
gesamt	541	104

Ergebnisse der Keimungsversuche

Von den Keimungsversuchen werden jeweils nur die besten Ergebnisse für eine Art (o. Mehrfachnennung) genannt. Die Ergebnisse werden als Tabelle (Tab. 7) nach Familien sortiert im Anhang präsentiert.

In Tabelle 4 sind die Auswirkungen folgender Zusatzbehandlungen dargestellt: Die Samen der jeweiligen Art wurden entweder nicht zusätzlich behandelt (o. Strat), skarifiziert (+Skar), einer Wärme- und/oder Kältestratifikation (+Strat), einer Wärme- und/oder Kältestratifikation mit Skarifikation (+Strat+Skar), einer Phytohormonbehandlung (+PH), einer Phytohormon-behandlung mit Skarifikation (+Skar+PH), einer Phytohormonbehandlung und einer Wärme- und/oder Kältestratifikation (+Strat+PH), oder einer Phytohormonbehandlung mit Skarifikation und einer Stratifikation (+Strat+Skar+PH) unterzogen. Wie Tabelle 4 zeigt, fand ein großer Anteil von 142 Arten bei 22/14°C ein Keimungsoptimum. Dies entsprach einem Anteil von 72,8 % aller WEL-Arten (s. Tab 5). In Tab. 4 ist ebenfalls zu sehen, dass es für alle Temperaturstufen Arten gibt, die ohne zusätzliche Behandlung (o. Strat) ihre maximale Keimungsrate erreichen können (51 Arten). Eine Ausnahme hierfür stellt die Gruppe der Arten dar, die bevorzugt bei 10/2°C keimen, die sogenannten Kältekeimer, die eine vorherige Wärmebehandlung benötigten,

um gut keimen zu können. Eine Skarifikation brachte bei weiteren 37 Arten (s. Tab. 4) eine optimierte Keimungsrate.

Tab. 4.: Verteilung der besten Keimungsergebnisse der WEL-Arten auf Temperatur und Zusatzbehandlung.

Behandlung	**Temperatur in °C**						**gesamt**
	22 - 14	**22**	**26 - 18**	**18 - 10**	**14 - 6**	**10 - 2**	
ohne Beh.	39	3	4	1	4	0	51
+ Skar	34	2	1	0	0	0	37
+ Strat	48	3	1	2	4	0	58
+ Strat+Skar	10	1	0	0	1	0	12
+ PH	7	3	2	0	2	0	14
+ Skar+PH	2	1	1	0	0	0	4
+ Strat+ PH	2	0	0	0	0	1	3
+ Skar+ Strat+PH	0	0	1	1	3	1	6
gesamt	142	13	10	4	14	2	185

Im Temperaturbereich von 22/14°C ist zu sehen, dass 39 Arten ohne Zusatzbehandlung ihre höchste Keimungsrate erreichen. Eine vorherige Wärme- und/oder Kältestratifikation brachte weiteren 48 Arten beste Keimungsvoraussetzungen. Auffällig ist, dass der Einfluss der Phytohormone bei Arten dieser Temperaturvorliebensgruppe sehr gering ist. So finden nur insgesamt 11 Arten von 142 mit Hormongabe oder mit Hormongabe und einer weiteren Behandlung ihre maximale Keimungsrate, was einem Prozentsatz von ca. 8% entspricht. Bei Betrachtung der anderen Temperaturstufen in Tabelle 4 ist ein größerer Einfluss der Phytohormone (PH) auf das Keimungsoptimum zu verzeichnen: So macht eine PH-Gabe bzw. eine PH-Gabe und eine weitere Zusatzbehandlung bei konstanten 22°C-Temperaturen einen Anteil von ca. 30% (4 von 13 Arten), bei der Gruppe von 26/18°C sogar 40% (4 von 10 Arten) an der maximalen Keimungsrate aus. Bei der Gruppe der Kältekeimer ist die maximale Keimungsrate nur mit dem Einsatz von Phytohormonen und weiterer Behandlungen zu erreichen.

Für 5,1% der WEL- Arten (= 10 Arten) ist keine Aussage zu treffen, welche Bedingungen (Temperatur und Zusatzbehandlung, s. auch Tab. 6) für die Keimung benötigt werden (Tab. 5): Für die Frühlings-Knotenblume (*Leucojum vernum* L.), die Haselwurz (*Asarum europaeum* L.), das Frühlings-Adonisröschen (*Adonis vernalis* L.), das März-Veilchen (*Viola odorata* L.), den Wald-Sanikel (*Sanicula europaea* L.), das Scharbockskraut (*Ficaria verna* Huds. s. l.) und die Gewöhnliche Teichsimse (*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla) konnten keine geeigneten Keimungsbedingungen gefunden werden.

Für das Europäische Pfaffenhütchen (*Euonymus europaeus* L.) und den Weißen Germer (*Veratrum album* L. s. l.) war der Versuch noch nicht abgeschlossen und für die Schwarze Nieswurz (*Helleborus niger* L.) konnten keine Keimungsversuche wegen zu geringer Samenzahl durchgeführt werden.

Tab. 5: Verteilung der besten Keimungsergebnisse in % auf die jeweilige Temperaturbehandlung (mit allen Zusatzbehandlungen)

Temperatur	**Anteil Arten**	**Anzahl Arten**
22 - 14 °C	72,8%	142
22 °C	6,7%	13
26 - 18 °C	5,1%	10
18 - 10 °C	2,1%	4
14 - 6 °C	7,2%	14
10 - 2 °C	1,0%	2
unbekannt	5,1%	10

Ohne Zusatzbehandlung konnte ein Anteil von 26,2% aller WEL-Arten (Ergebnisse aller Temperaturstufen aufsummiert) optimal keimen (Tab. 6). Eine Phytohormonbehandlung und eine PH-Behandlung mit zusätzlichen Behandlungen brachte bei weiteren insgesamt 26 Arten die jeweils maximale Keimungsrate der entsprechenden Art. Dies entspricht einem Anteil von knapp 14% der 195 WEL-Arten.

Tab. 6: Verteilung der besten Keimungsergebnisse in % auf die jeweilige Zusatzbehandlung (bei allen Temperaturen).

Behandlung	**Anteil Arten**	**Anzahl Arten**
ohne	26,2%	51
+ Skar	19,0%	37
+ Strat	29,7%	58
+ Strat+Skar	6,2%	12
+ PH	7,2%	14
+ Skar+PH	2,1%	4
+ Strat+ PH	1,5%	3
+ Skar+ Strat+PH	3,1%	6
Bedingung unbekannt	5,1%	10

4 Literatur:

AOSA (ASSOCIATION OF OFFICIAL SEED ANALYSTS) (1970): Rules for testing seed. – Proceedings of the Association Official Seed Analysts, **60**: 1-116. & updates.

BASKIN,J.M. & BASKIN, C.C. (2001): Seeds: ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination.- XIV, 666 S., Acad. Press, San Diego.

BASKIN,J.M. & BASKIN, C.C. (2004): A Classification system for seed dormancy. – Seed Science Research, **14**: 1-16.

BEWLEY, J. D. (1997): Seed germination and dormancy. – The Plant Cell, **9**: 1055-1066.

BONN, S. (2005): Dispersal of plants in the Central European landscape – dispersal processes and assessment of dispersal potential exemplified for endozoochory. – Dissertation, Universität Regensburg.

BURG, W. J. VAN DER, AARTSE, J. W., VAN ZWOL, R. A., JALINK, H. & BINO, R. J. (1994): Predicting tomato seedling morphology by X-ray analysis of seeds. – Journal of the American Society for Horticultural Science, **119**: 258-263.

BUSH, D.S. (1996): Effects of gibberelic acid and environmental factors on cytosolic calcium in wheat aleurone cells. – Planta **199**(1): 89-99.

CHAVAGNAT, A. & LE LEZEC, M. (1985): Détermination de la valeur culturale des semences par la radiographie industrielle aux rayons X. Application aux pépins de pommier (Malus pumila Mill.). -Agronomie, **5**(2): 187-192.

DONG, H., NIU, Y., LI, W. & ZHANG, D. (2008): Effects of cotton rootstock on endogenous cytokonins and abscisic acid in xylem sap and leaves in relation to leaf senescence. – Journal of Experimental Botany, **59** (6): 1295-1304.

DONOHUE, K., RUBIO DE CASAS, R., BURGHARDT, L., KOVACH, K. & WILLIS, C. G. (2010): Germination, postgermination adaptation, and species ecological ranges. – Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics, **41**: 293-319.

ELLIS, R. H., HONG, T. D. & ROBERTS, E. H. (1985): Handbook of seed technology for genebanks. -Volume II: Compendium of specific germination information and test recommendations. In: Handbook for Genebanks, no. 3, 456 S., IBPGR, Rome.

ENSCONET (EUROPEAN NATIVE SEED CONSERVATION NETWORK) (2009a): ENSCONET Germination Recommendations – Updated.

ENSCONET (EUROPEAN NATIVE SEED CONSERVATION NETWORK) (2009b): ENSCONET Protokolle und Empfehlungen für Saatgutbanken.

FINCH-SAVAGE, W.E. & LEUBNER-METZGER, G. (2006): Seed dormancy and the control of germination. – New Phytologist, **171**:501–523.

FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS) (2013): Genebank Standards for Plant Genetic Resources for Food and Agriculture. Rome.

FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS) (1994): Genebank Standards. – International Plant Genetic Resources Institute, Rome.

GOMES-JUNIOR, F. G., YAGUSHI, J. T., BELINI, U. L., CICERO, S. M. & TOMAZELLO-FILHO, M. (2012): X-ray densitometry to assess internal seed morphology and quality. – Seed Science and Technology, 40(1): 102-107.

GRIME, J.P., MASON, G., CURTIS, A.V., RODMAN, J., BAND, S. R., MOWFORTH, M.A.G., NEAL, A.M. & SHAW, S. (1981): A comparative study of germination characteristics in a local flora. – Journal of Ecology, **69**: 1017 – 1059.

GRIME, J.P., HODGSON, J. G. & HUNT, R. (2007): Comparative Plant Ecology: a Functional Approach to common British Species. – 2nd. ed., Castlepoint Press, Dalbeattie.

GUTTERMAN, Y. (1980): Influences on seed germinability: phenotypic maternal effects during seed maturation. – Israel Journal of Botany, **29**(1-4): 105-117.

HAFF, R. P. & SLAUGHTER, D. C. (2004): Real-time X-ray inspection of wheat for infestation by the granary weevil, Sitophilus granarius (L.). – Transactions-American Society of Agricultural Engineers, **47**(2): 531-540.

ISTA (INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION) (1999): International Rules for Seed Testing: Rules 1999: Adopted at the Twenty-fifth International Seed Testing Congress, South Africa 1998, to Become Effective in 1 July 1999.

LEIST, N., KRÄMER, S., & JONITZ, A. (2003): ISTA working sheets on tetrazolium testing. – International Seed Testing Association.

JENSCH, D. & POSCHLOD, P. (2008): Germination ecology of two closely related taxa in the genus *Oenanthe*: Fine tuning for the habitat? – Aquatic Botany, **89**(4): 345-351.

KARUNAKARAN, C., JAYAS, D. S. & WHITE, N. D. G. (2003): Soft X-ray inspection of wheat kernels infested by Sitophilus oryzae. – Transactions of the ASAE, **46**(3): 739-745.

KOCHANEK, J., STEADMAN, K. J., PROBERT, R. J. & ADKINS, S. W. (2011): Parental effects modulate seed longevity: exploring parental and offspring phenotypes to elucidate pre-zygotic environmental influences. – New Phytologist, **191**(1): 223-233.

LAKON, G. (1942): Topographischer Nachweis der Keimfähigkeit der Getreidefrüchte durch Tetrazoliumsalze. – Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft, **60**: 299-305.

LAKON, G. (1949): The topographical tetrazolium method for determining the germinating capacity of seeds. – Plant Physiology, **24**: 389-394.

LEUBNER-METZGER, G. (2007): Samendormanz und Keimungskontrolle: Gene, Umweltfaktoren, Klimawandel. – Vorträge für Pflanzenzüchtung, **72**: 87-104.

LIU, K., EASTWOOD, R. J., FLYNN, S., TURNER, R. M. & STUPPY, W. H. (2008): Seed information database (release 7.1, May 2008). – *Available on-line at: http://http: www. kew. org/data/sid (http://http: www.kew.org/data/sid).*

MAYER, A. M. & POLJAKOFF-MAYBER, A. (1975): The Germination of Seeds. – Pergamon Press, New York.

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. – Annals of Botany, **107**(1): 171-179.

NAGEL, M. PISTRICK, S. & BÖRNER, A. (2007): Langlebigkeit von Saatgut in der ex situ Genbank in Gatersleben. – Berichte über die 58. Tagung 2007 der Vereinigung der Pflanzenzüchter und Saatgutkaufleute Österreichs, S. 179-181, LFZ Raumberg- Gumpenstein.

NAGEL, M., & BÖRNER, A. (2010): The longevity of crop seeds stored under ambient conditions. – Seed Science Research, **20**(1): 1-12.

NAGEL, M., ARIF, M. R., ROSENHAUER, M., & BÖRNER, A. (2010): Longevity of seeds – intraspecific differences in the Gatersleben genebank collections. – Berichte über die 60. Jahrestagung der Vereinigung der Pflanzenzüchter und Saatgutkaufleute Österreichs, S. 179-181, Raumberg-Gumpenstein.

PROBERT, R. J., DAWS, M. I. & HAY, F. R. (2009): Ecological correlates of ex situ seed longevity: a comparative study on 195 species. – Annals of Botany, **104**(1): 57-69.

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, E. & FRANKLIN, J. (Eds.): Vegetation Ecology. 2nd. ed., S. 164-202, Wiley, Chichester.

RAO, N. K., HANSON, J., DULLOO, M. E., GHOSH, K. & NOWELL, A. (2006): Manual of seed handling in genebanks. – Handbooks for Genebanks No. 8, Bioversity International, Rome.

ROCHE, S., KOCH, J.M. & DIXON, K.W. (1997): Smoke enhanced seed germination for mine rehabilitation in the southwest of Western Australia. – Restoration Ecology, **5**: 191-203.

ROSBAKH, S. (2014): Effects of climate change on alpine vegetation - functional analysis as a basis for future predictions. – Dissertation, Universität Regensburg.

RÜCKER, W. (1982): Combined Influence of Indolacetic Acid, Gibberellic Acid and Benzylaminopurine on Callus and Organ Differentiation in *Digitalis purpurea* Leaf Expiants. – Zeitschrift für Pflanzenphysiologie, **107**: 141-151.

SIMAK, M. & GUSTAFSSON, Å. (1953): X-ray photography and sensitivity in forest tree species. – Hereditas, **39**: 458-468.

VAN STADEN, J. & DAVEY, J.E. (1979): The synthesis, transport and metabolism of endogenous cytokinins. – Plant, Cell and Environment, **2**: 93-106.

VAN STADEN, J. (1983): Seeds and cytokinins. – Physiologica Plantarum **58**(3): 340-346.

STARK, R. & ADAMS, R. (1963): X-ray inspection technique aids forest tree seed production. – California Agriculture, **17**: 6-7.

TAUSCH, S., LEIPOLD, M., REISCH, C. & POSCHLOD, P. (2014): How precise can x-ray predict the viability of wild flowering plant seeds? – Submitted.

WALTERS, C., WHEELER, L. M. & GROTENHUIS, J. M. (2005): Longevity of seeds stored in a genebank: species characteristics. – Seed Science Research, **15**(1): 1-20.

WILLAN, R. L. (1985): A guide to forest seed handling with special reference to the tropics. – FAO Forestry Paper, 20.

Tabelle 7: Beste Keimungsergebnisse für jede Art nach vergleichenden Keimtests mit verschiedenen Behandlungen einer Akzession und/oder verschiedenen Akzessionen, angeordnet nach Familien. Bei den Behandlungen (Beh), wird unterschieden in Skarifikation (Skar), Stratifikation (Strat), Phytohormone (GA, BA) und hypoxische Bedingungen. Bei Angaben zur Skarifikation werden spezielle Techniken erwähnt, bei Angaben zur Stratifikation werden Temperatur (Temp/°C) und die Länge der jeweiligen Temperaturbehandlung in Wochen(Zeit/Wo) angegeben.

Familie	**Bot Name**	**deutscher Name**	**max. Keim-rate**	**Temp/°C**	**Beh**	**Skar**	**Strat Temp/°C**	**Strat Zeit/Wo**
Alismataceae	*Alisma plantago-aquatica* L. s.str.	Gewöhnlicher Froschlöffel	80	26 - 18	hypoxisch			
Alliaceae	*Allium carinatum* L.	Kiel-Lauch	50	14 - 6			14 - 6	6
	Allium schoenoprasum L.	Schnitt-Lauch	38	14 - 6	Strat		4	6
	Allium ursinum L.	Bär-Lauch	66	18 - 10	Skar + Strat + BA		22 - 14, 4	1, 3
	Allium victorialis L.	Allermannsharnisch	33	22 - 14	Strat		22	6
Anthericaceae	*Anthericum ramosum* L.	Rispige Graslilie	69	14 - 6	Skar + Strat		4	6
Apiaceae	*Aegopodium podagraria* L.	Giersch	93	26 - 18	Skar + Strat + BA		4	6
	Angelica archangelica L.	Arznei-Engelwurz	95	22 - 14	Strat		4	6
	Carum carvi L.	Wiesen-Kümmel	90	22 - 14	Skar + Strat		4	6
	Eryngium campestre L.	Feld-Mannstreu	28	22 - 14				
	Heracleum sphondylium L.	Wiesen-Bärenklau	14	22 - 14	Strat		4	6
	Meum athamanticum Jacq.	Gewöhnliche Bärwurzv	20	14 - 6	Skar + Strat + GA		4	3
	Pastinaca sativa L.	Pastinak	63	22 - 14	Strat		4	6
Araceae	*Arum maculatum* L.	Gefleckter Aronstab	25	14 - 6	Skar + Strat + GA		22, 4	4, 4
Araliaceae	*Hedera helix* L.	Efeu	20	22	Skar + GA			

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
Asclepiadaceae	*Vincetoxicum hirundinaria* Medik.	Schwalbenwurz	50	26 - 18	Strat		4	4
Asteraceae	*Petasites hybridus* (L.) P. Gaertn., B. Mey. et Scherb.	Gewöhnliche Pestwurz	74	14 - 6				
	Achillea millefolium L.	Gewöhnliche Wiesen-Schafgarbe	100	22 - 14				
	Achillea ptarmica L.	Gewöhnliche Sumpfschafgarbe	73	22				
	Antennaria dioica (L.) Gaertn.	Gewöhnliches Katzenpfötchen	90	22 - 14				
	Anthemis tinctoria L.	Färber-Hundskamille	100	22				
	Arctium lappa L.	Große Klette	65	22 - 14				
	Arnica montana L.	Berg-Wohlverleih	80	22 - 14				
	Artemisia campestris L.	Feld-Beifuß	100	26 - 18				
	Artemisia vulgaris L.	Gewöhnlicher Beifuß	90	22 - 14	Strat		4	6
	Bellis perennis L.	Gänseblümchen	100	22				
	Carlina acaulis L.	Silberdistel	100	22 - 14	Strat		4	6
	Eupatorium cannabinum L.	Hanf-Wasserdost	88	22 - 14	Strat		4	6
	Matricaria recutita L.	Echte Kamille	76	22 - 14				
	Onopordum acanthium L.	Eselsdistel	42	22 - 14	Strat		4	6
	Solidago virgaurea L.	Gewöhnliche Goldrute	70	22 - 14				
	Tanacetum vulgare L.	Rainfarn	88	22 - 14				
	Tragopogon pratensis L. s.l.	Wiesen-Bocksbart	100	22 - 14				
	Tussilago farfara L.	Huflattich	100	14 - 6				

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
Boraginaceae	*Cynoglossum officinale* L.	Gewöhnliche Hundszunge	100	22 - 14	Skar	Aussenhülle entfernen		
	Myosotis sylvatica Ehrh. ex Hoffm.	Wald-Vergißmeinnicht	96	14 - 6				
	Pulmonaria officinalis L.	Geflecktes Lungenkraut	70	10 - 2	Strat + BA		22 - 14	2
	Symphytum officinale L.	Arznei-Beinwell	60	22 - 14	Skar	nach Einweichen, Skalpel		
Brassicaceae	*Alliaria petiolata* (M. Bieb.) Cavara et Grande	Knoblauchsrauke	94	22 - 14	Skar	Aussenhülle entfernen		
	Barbarea vulgaris Ait.	Gewöhnliches Barbarakraut	100	26 - 18	Skar			
	Capsella bursa-pastoris (L.) Medik.	Gewöhnliches Hirtentäschelkraut	80	22 - 14	Skar	Feile + Schm-pap		
	Cardamine amara L.	Bitteres Schaumkraut	45	22 - 14	Skar	nur leicht		
	Cardamine pratensis L.	Wiesen-Schaumkraut	85	22 - 14				
	Isatis tinctoria L.	Färber-Waid	95	18 - 10				
	Kernera saxatilis (L.) Sweet	Felsen-Kugelschötchen	100	22 - 14				
	Nasturtium officinale R. Br.	Echte Brunnenkresse	100	22 - 14				
	Sisymbrium officinale (L.) Scop.	Weg-Rauke	75	22 - 14	Skar			
	Thlaspi cf. arvense	Hellerkraut	63	22	Skar			
Campanulaceae	*Campanula glomerata* L.	Büschel-Glockenblume	83	22 - 14	GA			
	Campanula persicifolia L.	Pfirsichblättrige Glockenblume	95	22 - 14				
	Campanula rapunculus L.	Rapunzel-Glockenblume	100	22 - 14				
	Phyteuma spicatum L.	Ähren-Teufelskralle	96	26 - 18	GA			
Cannabaceae	*Humulus lupulus* L.	Echter Hopfen	50	22 - 14	Skar + Strat		4	6

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
Caryophyllaceae	*Dianthus carthusianorum* L.	Karthäuser-Nelke	98	22 - 14				
	Dianthus deltoides L.	Heide-Nelke	80	22 - 14				
	Saponaria officinalis L.	Gewöhnliches Seifenkraut	95	22 - 14	Strat		4	6
	Silene acaulis (L.) Jacq.	Stängelloses Leimkraut	95	22 - 14	Strat		4	6
Cistaceae	*Helianthemum nummularium* (L.) Mill.	Gewöhnliches Sonnenröschen	100	22 - 14	Skar			
Clusiaceae	*Hypericum perforatum* L.	Echtes Johanniskraut	90	22 - 14				
Colchicaceae	*Colchicum autumnale* L.	Herbst-Zeitlose	28	22 - 14	Skar + Strat		4	6
Convallariaceae	*Convallaria majalis* L.	Maiglöckchen	40	22 - 14	Strat		4, 22, -10	6, 6, 6
Crassulaceae	*Sedum acre* L.	Scharfer Mauerpfeffer	80	22 - 14	Strat + GA		4, 22, 4	6, 6, 6
	Sedum album L.	Weiße Fetthenne	80	22 - 14				
	Sedum maximum (L.) Hoffm	Große Fetthenne	100	22 - 14				
	Sedum telephium L.	Große Fetthenne	94	22 - 14				
Cucurbitaceae	*Bryonia dioica* Jacq.	Rotfrüchtige Zaunrübe	13	22 - 14				
Cyperaceae	*Carex firma* Host	Polster-Segge	36	18 - 10	Strat		4	4
	Carex flacca Schreb.	Blaugrüne Segge	85	22 - 14				
	Carex humilis Leyss.	Erd-Segge	53	22 - 14	Skar + Strat		4	4
	Eriophorum vaginatum L.	Scheidiges Wollgras	45	22 - 14	Strat			
Dipsacaceae	*Dipsacus fullonum* L.	Wilde Karde	100	22 - 14				
Ericaceae	*Arctostaphylos alpinus* (L.) Spreng.	Alpen-Bärentraube	50	10 - 2	Skar + Strat + BA		4	6
	Calluna vulgaris (L.) Hull	Besenheide	83	22 - 14	Strat		4	6

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
	Vaccinium myrtillus L.	Heidelbeere	97	22 - 14	Strat		6	4
	Vaccinium oxycoccus L.	Gewöhnliche Moosbeere	67	26 - 18	GA			
	Vaccinium uliginosum L.	Rauschbeere	50	22 - 14	GA			
	Vaccinium vitis-idaea L.	Preiselbeere	76	14 - 6	Strat		4	6
Fabaceae	*Chamaecytisus ratisbonensis* (Schaeff.) Rothm.	Regensburger Geißklee	100	22 - 14	Skar + Strat		22, 4	6, 6
	Anthyllis vulneraria L.	Wundklee	100	22 - 14	Skar			
	Astragalus glycyphyllos L.	Bärenschote	96	22 - 14	Skar + Strat		4	6
	Coronilla varia L.	Bunte Kronwicke	83	22 - 14	Skar + Strat	Aussenhülle entfernen	4	6
	Cytisus nigricans L.	Schwarzwerdender Geiß-klee	100	22 - 14	Skar	Schmpap		
	Cytisus scoparius (L.) Link	Besenginster	95	22 - 14	Skar			
	Genista tinctoria L.	Färber-Ginster	95	22 - 14	Skar			
	Lathyrus linifolius (Reich.) Bässler	Berg-Platterbse	60	22 - 14	Skar			
	Lathyrus pratensis L.	Wiesen-Platterbse	100	22 - 14	Skar			
	Lathyrus sylvestris L.	Wald-Platterbse	100	22 - 14	Skar			
	Lathyrus tuberosus L.	Knollen-Platterbse	100	22	Skar			
	Lathyrus vernus (L.) Bernh.	Frühlings-Platterbse	100	22 - 14	Skar			
	Lotus corniculatus L.	Gewöhnlicher Hornklee	100	22 - 14	Skar			
	Lotus pedunculatus Cav. syn. *L. uloginosus* Schk.	Sumpf-Hornklee	93	22 - 14	Skar			
	Medicago falcata L.	Sichelklee	100	22 - 14	Skar			

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
	Medicago lupulina L.	Hopfenklee	95	22 - 14	Skar			
	Melilotus albus Medik.	Weißer Steinklee	100	22 - 14	Skar	Feile + Schm-pap		
	Melilotus officinalis (L.) Pall.	Echter Steinklee	100	22 - 14	Skar			
	Trifolium arvense L.	Feld-Klee	100	22 - 14	Skar			
	Trifolium campestre Schreb.	Feld-Klee	100	22 - 14	Skar	Feile + Schm-pap		
	Vicia angustifolia L.	Schmalblättrige Wicke	100	22 - 14	Skar	Skalpel		
	Vicia cracca L.	GewöhnlicheVogelwicke	100	22 - 14	Skar			
	Vicia hirsuta (L.) Gray	Behaarte Wicke	100	22 - 14	Skar			
	Vicia sativa L. s.str.	Gewöhnliche Futter-Wicke	100	22 - 14	Skar			
	Vicia sepium L.	Zaun-Wicke	100	22 - 14	Skar			
	Vicia tenuifolia Roth	Feinblättrige Vogel-Wicke	100	22 - 14	Skar			
	Vicia tetrasperma (L.) Schreb.	Viersamige Wicke	100	22 - 14	Skar			
Fumariaceae	*Corydalis cava* (L.) Schweigg. & Körte	Hohler Lerchensporn	5	14 - 6	Skar + Strat + GA		22 - 14, 3	1, 3
Gentianaceae	*Gentiana acaulis* L.	Kochs Enzian	10	22	Strat		22, -5, 4	6, 6, 6
	Gentiana asclepiadea L.	Schwalbenwurz-Enzian	71	22 - 14	Strat		4	12
	Gentiana clusii Perrier & Songeon	Clusius Enzian	73	22 - 14	GA			
	Gentiana cruciata L.	Kreuz-Enzian	100	22 - 14	Strat		4	6
	Geranium sanguineum L.	Blutroter Storchschnabel	77	22 - 14	Skar			
Iridaceae	*Iris pseudacorus* L.	Sumpf-Schwertlilie	90	22 - 14	Skar			

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
Juncaceae	*Juncus effusus* L.	Flatter-Binse	88	22 - 14	Strat		4	6
Lamiaceae	*Lamium album* L.	Weiße Taubnessel	33	22 - 14	Strat		4	6
	Ajuga reptans L.	Kriechender Günsel	27	22 - 14	GA			
	Clinopodium vulgare L.	Wirbeldost	95	22 - 14				
	Glechoma hederacea L.	Gundermann	10	14 - 6	Strat		22, 4	6, 6
	Mentha aquatica L.	Wasser-Minze	74	22 - 14	Strat		4	6
	Mentha arvensis L.	Acker-Minze	63	22 - 14	Strat		4	6
	Mentha longifolia (L.) Huds.	Roß-Minze	96	22 - 14	Strat		4	4
	Origanum vulgare L.	Gewöhnlicher Dost	82	22 - 14	Strat		4	6
	Prunella vulgaris L.	Kleine Braunelle	80	22 - 14				
	Salvia officinalis L.	Echter Salbei	5	22 - 14	Skar			
	Stachys palustris L.	Sumpf-Ziest	72	22 - 14	Strat			
	Teucrium chamaedrys L.	Edel-Gamander	60	22	GA			
	Teucrium scorodonia L.	Salbei-Gamander	60	22 - 14	GA			
	Thymus pulegioides L.	Arznei-Thymian	100	22	Strat			
Linaceae	*Linum catharticum* L.	Purgier-Lein	82	22 - 14	Skar + GA	Skalpel		
Lythraceae	*Lythrum salicaria* L.	Blut-Weiderich	98	22 - 14	Strat		4	6
Malvaceae	*Malva moschata* L.	Moschusmalve	84	22 - 14	Skar			
Menyanthaceae	*Menyanthes trifoliata* L.	Fieberklee	33	22 - 14	Strat		4, 22, 4	6, 6, 6
Onagraceae	*Epilobium angustifolium* L.	Schmalblättriges Weidenröschen	83	22 - 14				

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
	Oenothera biennis L.	Gemeine Nachtkerze	90	22 - 14	Strat			
Oxalidaceae	*Oxalis acetosella* L.	Wald-Sauerklee	33	22 - 14	Skar + GA			
Plantaginaceae	*Plantago lanceolata* L.	Spitz-Wegerich	100	22 - 14	Strat		4	6
	Plantago major L.	Breit-Wegerich	100	22 - 14	Strat		4	6
Polygonaceae	*Polygonum hydropiper* L.	Wasserpfeffer	8	18 - 10	Strat		4	3
	Rumex acetosa L.	Großer Sauerampfer	98	22 - 14	Strat		4	6
	Rumex crispus L.	Krauser Ampfer	98	22 - 14	Strat		4	6
	Rumex hydrolapathum Huds.	Fluss-Ampfer	98	22 - 14				
	Rumex obtusifolius L.	Stumpfblättriger Ampfer	90	22 - 14				
	Rumex scutatus L.	Schild-Ampfer	65	22 - 14				
Primulaceae	*Primula veris* L.	Wiesen-Schlüsselblume	94	14 - 6	GA			
	Primula elatior (L.) Hill	Hohe Schlüsselblume	95	22 - 14	GA			
	Primula farinosa L.	Mehl-Primel	100	22 - 14	Strat		4	7
Ranunculaceae	*Pulsatilla vulgaris* Mill.	Gewöhnliche Kuhschelle i.w.S.	85	14 - 6	Strat		14 - 6	6
	Actaea spicata L.	Christophskraut	85	22 - 14	Skar + Strat	Aussenhülle entfernen	4	6
	Aquilegia vulgaris L.	Gewöhnliche Akelei	89	22 - 14	Skar + Strat		4	6
	Caltha palustris L.	Sumpf-Dotterblume	93	22	GA			
	Clematis alpina (L.) Mill.	Alpen-Waldrebe	30	22 - 14	Strat		4	6
	Clematis vitalba L.	Gewöhnliche Waldrebe	100	22 - 14	Strat		4	6
	Hepatica nobilis Garsault	Leberblümchen	16	22 - 14	GA			

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
	Ranunculus acris L.	Scharfer Hahnenfuß	58	22 - 14	Strat		4	6
Resedaceae	*Reseda lutea* L.	Gelber Wau	60	26 - 18	Skar + BA			
	Reseda luteola L.	Färber-Wau	5	22 - 14	Skar	Säure		
Rosaceae	*Geum rivale* L.	Bach-Nelkenwurz	60	22 - 14				
	Agrimonia eupatoria L.	Kleiner Odermennig	71	22 - 14	Skar + Strat		4	6
	Dryas octopetala L.	Silberwurz	100	22 - 14				
	Filipendula ulmaria (L.) Maxim.	Echtes Mädesüß	49	22 - 14	Strat			
	Filipendula vulgaris Moench	Kleines Mädesüß	63	22 - 14	Skar + Strat		4	6
	Fragaria vesca L.	Wald-Erdbeere	92	22 - 14				
	Geum urbanum L.	Gewöhnliche Nelkenwurz	98	22 - 14				
	Potentilla erecta (L.) Raeusch.	Blutwurz	40	22 - 14	Strat		4	6
	Sanguisorba minor Scop.	Kleiner Wiesenknopf	100	22 - 14	Strat		4	6
	Sanguisorba officinalis L.	Großer Wiesenknopf	50	22 - 14	Strat		22, 4	6, 6
	Galium odoratum (L.) Scop.	Waldmeister	35	22	Skar + Strat	Aussenhülle entfernen	Freiland, 22, 4	8, 6, 6
	Galium verum L.	Echtes Labkraut	90	22 - 14				
Rutaceae	*Dictamnus albus* L.	Gewöhnlicher Diptam	22	22 - 14	Skar + Strat	Ecke angeschnitten	4, 14	6, 6
Scrophulariaceae	*Digitalis purpurea* L.	Roter Fingerhut	100	26 - 18				
	Scrophularia nodosa L.	Knotige Braunwurz	100	22 - 14	Strat		4	6
	Verbascum densiflorum Bertol.	Großblütige Königskerze	81	22 - 14				

Familie	Bot Name	deutscher Name	max. Keim-rate	Temp/°C	Beh	Skar	Strat Temp/°C	Strat Zeit/Wo
	Verbascum thapsus L.	Kleinblütige Königskerze	100	22 - 14	Strat			
	Veronica anagallis-aquatica L.	Wasser-Ehrenpreis	100	22	Strat		4	6
Solanaceae	*Solanum dulcamara* L.	Bittersüßer Nachtschatten	81	22 - 14	Strat		4	6
	Atropa bella-donna L.	Tollkirsche	95	22 - 14	Strat		4	6
	Datura stramonium L.	Weißer Stechapfel	47	22 - 14				
	Hyoscyamus niger L.	Schwarzes Bilsenkraut	61	22 - 14	Strat + GA		22, 4	6, 6
	Solanum nigrum L.	Schwarzer Nachtschatten	90	22 - 14	Strat		6	4
Thymelaeaceae	*Daphne striata* Tratt.	Gestreifter Seidelbast	100	22 - 14	Skar			
Typhaceae	*Typha latifolia* L.	Breitblättriger Rohrkolben	80	26 - 18 *	hypoxisch			
Urticaceae	*Urtica dioica* L.	Große Brennessel	100	22 - 14	Strat			
Valerianaceae	*Valeriana officinalis* L.	Echter Arzneibaldrian	55	22 - 14	Strat		4	6
	Valerianella locusta (L.) Laterrade	Gewöhnlicher Feldsalat	98	22 - 14	Strat		4	6
Verbenaceae	*Verbena officinalis* L.	Gewöhnliches Eisenkraut	26	22 - 14	Strat		4	6
Violaceae	*Viola arvensis* Murray	Wildes Stiefmütterchen	74	22	GA			
Viscaceae	*Viscum album* L.	Laubholz-Mistel	13	14 - 6	Skar	Säure		