

ALLGEMEINE QUALITÄTSSTANDARDS FÜR ERHALTUNGSKULTUREN GEFÄHRDETER WILDPFLANZEN

Dr. Daniel Lauterbach (korrespondierender Autor)
& Dr. Michael Burkart
Botanischer Garten der Universität Potsdam
Maulbeerallee 2a, 14469 Potsdam
E-Mail: daniel.lauterbach@uni-potsdam.de

Prof. Dr. Peter Nick, Joachim Daumann &
Anna-Luise Kuppinger
Karlsruher Institut für Technologie (KIT)
Botanisches Institut, Botanischer Garten
Am Fasanengarten 2, 76131 Karlsruhe

Prof. Dr. Peter Poschlod, Prof. Dr. Christoph
Reisch, Cornelia Straubinger & Daniela Listl
Universität Regensburg, Institut für Botanik
93040 Regensburg

Prof. Dr. Sabine Zachgo, Dr. Peter Borgmann &
Silvia Oevermann
Botanischer Garten der Universität Osnabrück
Albrechtstraße 29, 49076 Osnabrück

Prof. Dr. Andreas Martens &
Annemarie Radkowitzsch
Pädagogische Hochschule Karlsruhe
Institut Biologie und Schulgartenentwicklung
Bismarckstr. 10, 76133 Karlsruhe

Prof. Dr. Albert-Dieter Stevens & Dr. Elke Zippel
Botanischer Garten und Botanisches Museum
Berlin-Dahlem (BGBM), Freie Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 6-8, 14195 Berlin

Zitiervorschlag: LAUTERBACH, D.; BORGSMANN, 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 – 2015/2

Zusammenfassung

Die folgende Auflistung gibt einen Überblick zu den wichtigsten Punkten, nähere Erläuterungen finden sich in den jeweiligen Textabschnitten.

- Die Besamung des Ausgangsmaterials umfasst, wenn möglich, mindestens 50 Pflanzen der Wildpopulation. Bei Arten mit ausschließlich vegetativer Vermehrung sollte ebenfalls Material von mindestens 50 Pflanzen gesammelt werden.
- *Ex situ*-Maßnahmen sollten rechtzeitig ergriffen werden, noch bevor die Zielpopulation eine kritische Individuenanzahl von 50 unterschritten hat.
- Alle bekannten Informationen zu biologischen und ökologischen Eigenschaften sowie zur Kultivierung der Art werden berücksichtigt und mit anderen Haltern ausgetauscht.
- Die Individuenanzahl in Kultur sollte sich nach folgender Tabelle richten:

Eigenschaft	Individuenanzahl
annuell	≥ 1000
obligat fremdbestäubt	≥ 200
hohe Variabilität	≥ 200
Kultur schwierig	≥ 200
langlebig	50 – 200
vorwiegend vegetative Vermehrung	50 – 200
selbstkompatibel	50 – 200

ALLGEMEINE QUALITÄTSSTANDARDS FÜR ERHALTUNGSKULTUREN GEFÄHRDETER WILDPFLANZEN

- Bei der Beetkultur krautiger Pflanzen ist für eine Akzession mit ca. 200 Individuen eine Beetfläche von etwa 10 m² anzustreben.
- Eine zwischen- oder innerartliche Hybridisierung ist zu vermeiden. Von jeder Art sollte nur eine Akzession pro Halter in Kultur sein. Bei mehr als einer Akzession sollten die Blütenstände eingepackt und kontrolliert bestäubt, ggf. entfernt oder ein Mindestabstand der Akzessionen von 1 km eingehalten werden. Dieser Mindestabstand ist aber vom jeweiligen Bestäubungstyp und den Bestäubungsvektoren abhängig.
- Saatgut für Vermehrungen und Wiederausbringungen sollte nur aus kontrollierter Bestäubung stammen.
- Die vegetative Vermehrung ist bei ausreichender Anzahl an Ausgangsindividuen der generativen vorzuziehen.
- Bei der generativen Vermehrung ist in allen Schritten (Saatgutauswahl, Pikieren, etc.) eine bewusste oder unbewusste Selektion zu vermeiden. Auch schwächere und später auflaufende Keimlinge sollten weiterkultiviert werden. Die Aussaaten sollten dafür mindestens eine weitere Saison stehen gelassen werden.
- Die Substrate für die Biotopkultur sollten möglichst den Bedingungen am Naturstandort entsprechen. Sofern Informationen über eine Mykorrhizierung vorliegen, ist dies zu berücksichtigen. Es empfiehlt sich ggf. eine Beimpfung mit Substrat vom Naturstandort. Für die Topf- und Beetkultur sind normale gärtnerische Substrate im Allgemeinen ausreichend.
- Eine Topfkultur ist nur für kurzfristige Vermehrungskulturen und experimentelle Ansätze zu empfehlen.
- Der Zeitrahmen für eine Kultivierung sollte möglichst kurz sein. Bei Arten mit kurzen Lebenszyklen kann bereits nach wenigen Generationen eine genetische Veränderung bzw. Anpassung an die Gartenbedingungen erfolgen. Bei annuellen Arten empfiehlt sich als *Ex situ*-Sicherung die Einlagerung von Samen in einer Saatgutbank.
- Für alle Schritte erfolgt eine genaue Dokumentation in Form von jährlichen Kulturprotokollen. Zu dokumentieren ist: Anzahl der Individuen, Geschlechterverteilung bei diözischen Arten, Prozentsatz der reproduzierenden Individuen, Prozentsatz Samenansatz, ggf. Zeitpunkt der Kompletterneuerung und Herkunft des dafür verwendeten Pflanzenmaterials.
- Empfehlenswert sind die Anlage eines Erhaltungskulturherbars sowie die Einlagerung von Blattproben für spätere genetische Untersuchungen.

1 Einleitung

In Deutschland sind zahlreiche Wildpflanzenarten gefährdet oder vom Aussterben bedroht. Ihre Erhaltung sollte grundsätzlich am natürlichen Standort erfolgen (*in situ*). Der derzeitige Artenschwund zeigt jedoch, dass dahingehende Maßnahmen nicht immer ausreichend sind, um das Aussterben einer Pflanzenpopulation zu verhindern. Daher gewinnen *Ex situ*-Erhaltungsmaßnahmen im praktischen Naturschutz zunehmend an Bedeutung, insbesondere als Er-

gänzung zur Pflege und Wiederherstellung von Lebensräumen. Keinesfalls dürfen *Ex situ*-Erhaltungsmaßnahmen aber ein Alibi für fehlende *In situ*-Schutzmaßnahmen sein und zu Lasten anderer Schutzmaßnahmen erfolgen (BURKART & VON DEN DRIESCH 2006).

Die Globale Strategie zum Schutz der Pflanzen (GSPC, <http://www.cbd.int/gspc/strategy.shtml>) sieht bis zum Jahr 2020 vor, 75 % der gefähr-

deten Pflanzenarten in *Ex situ*-Sammlungen zu bringen und davon 20 % für Wiederansiedlungsmaßnahmen zur Verfügung zu stellen. Damit stellt sie dem botanischen Naturschutz und insbesondere den Botanischen Gärten eine große Aufgabe (BURKART & VON DEN DRIESCH 2006; WYSE JACKSON & KENNEDY 2009; OLD-FIELD 2009). Während die global agierenden Zoologischen Gärten auf eine lange Tradition der Zuchtbücher für Wildtiere zurückschauen, steht die übergreifende Koordinierung und optimale Durchführung von Erhaltungskulturen gefährdeter Wildpflanzen noch in einem frühen Stadium. Botanische Gärten beteiligen sich aber stetig zunehmend am Artenschutz.

Primäres Ziel einer Erhaltungskultur ist es, das lokale, regionale oder globale Aussterben einer Pflanzensippe zu verhindern (<http://www.ex-situ-erhaltung.de>). Während der Kultivierung soll die ursprüngliche genetische Diversität und Anpassungsfähigkeit der Herkunftspopulation erhalten werden, um bei Bedarf Pflanzenmaterial für die Wiederansiedlung produzieren zu können (HUSBAND & CAMPBELL 2004). Ferner bieten Erhaltungskulturen im Rahmen der Öffentlichkeitsarbeit die Möglichkeit, den Besuchern Botanischer Gärten Belange des

Natur- und Artenschutzes anschaulich zu vermitteln und seltene Pflanzen zur präsentieren (HORN et al. 2012). Erhaltungskulturen können für wissenschaftliche Studien und weitere Zwecke (z. B. Fotografien, Lehrmaterial) herangezogen werden, ohne Wildpopulationen zu belasten. Erhaltungskulturen sind damit, ähnlich wie Saatgutbanken (BORGMANN et al. 2008; BORGMANN et al. 2014; Tausch et al. 2015), eine zusätzliche „Lebensversicherung“ gefährdeter Pflanzenarten gegen das Aussterben (GUER-RANT et al. 2004).

Nach der gegenwärtigen Definition umfasst eine Erhaltungskultur eine Population eines Pflanzentaxons (Art, Unterart) aus einer dokumentierten Wildherkunft, die in einem Garten kultiviert wird (<http://www.ex-situ-erhaltung.de>). Über die Größe dieser kultivierten Population wird dabei keine Aussage gemacht, sie kann im Extremfall aus einem einzigen Individuum bestehen. Die Populationsgröße ist aber ein entscheidendes Kriterium für die Eignung einer Erhaltungskultur für Naturschutzmaßnahmen. Ihr wird daher hier besondere Aufmerksamkeit zu Teil. Man kann je nach Aufgabenstellung verschiedene Ziele der Kultur unterscheiden (siehe Box 1).

Box 1 Kulturen gefährdeter Pflanzenkulturen in Gärten

	Erhaltungskultur	Vermehrungskultur	Schaukultur
Ziel	Erhaltung	Wiederausbringung	Öffentlichkeitsarbeit
Erläuterung	längerfristige, oftmals über mehrere Generationen angelegte Kultur einer dokumentierten Wildherkunft	kurzzeitige Vermehrung aus Saatgut oder Pflanzenmaterial einer dokumentierten Wildherkunft	Kultur zu Schauzwecken mit oftmals nur wenigen Individuen

Die hohe Diversität im Pflanzenreich bringt unterschiedlichste Lebensformen, Reproduktionssysteme und Lebenszyklusstrategien mit sich (CIBRIAN-JARAMILLO et al. 2013). Diese Eigenschaften haben je nach Ausprägung, Kulturführung und Rahmenbedingungen unterschiedliche Auswirkungen auf die Qualität von Erhaltungskulturen und sind daher bei der Formulierung von Qualitätsstandards zu berücksichtigen; allgemeine Standards für sämtliche Arten können nur sehr grob gefasst werden. Die vorliegende Anleitung bezieht sich vorwiegend auf krautige Pflanzen. Detaillierte Informationen zu Erhaltungskulturen von Gehölzen finden sich in OLDFIELD & NEWTON (2012).

Ex situ-Maßnahmen unterbinden in der Regel natürliche evolutionäre Prozesse (PRANCE 2004). Es ist jedoch bisher unklar, welche Zeiträume für solch ein „Aussetzen der Evolution“ relevant sind. In Erhaltungskulturen gleichen die Standortbedingungen nur selten den Bedingungen am Naturstandort. Somit entsprechen die dort wirkenden evolutiven Kräfte nicht

den natürlichen. Räumliche Isolation, geringe Populationsgrößen, dadurch begünstigte genetische Drift und zufällige oder bewusste gärtnerische Selektion bergen Risiken für die Erhaltung der genetischen Diversität, Identität und Anpassungsfähigkeit von Erhaltungskulturen (GUERRANT et al. 2004; HAVENS et al. 2004). Vergleichende Untersuchungen zeigten genetische Veränderungen in Erhaltungskulturen (ENSSLIN et al. 2011; RUCINSKA & PUCHALSKI 2011; LAUTERBACH et al. 2012; BRÜTTING et al. 2013), deren Bedeutung für die Überlebensfähigkeit in der Natur erheblich sein kann, ohne detaillierte experimentelle Untersuchung aber schwer einzuschätzen ist.

Die alternative Einlagerung von Samen in Saatgutbanken ist platz- und kostensparender (ca. 20 EUR pro Akzession und Jahr) als eine Kultivierung. LI & PRITCHARD (2009) beziffern die jährlichen Kosten für eine Erhaltungskultur in einem Botanischen Garten auf ca. 250 EUR pro Akzession (siehe Box 2). Zudem ist durch die Saatguteinlagerung die Erhaltung einer hohen

Box 2

Was ist eine Akzession?

Die Aufnahme von lebendem Pflanzenmaterial (Individuen, Pflanzenteile, Saatgut) einer bestimmten Herkunft in die Sammlung eines Botanischen Gartens / Arboretums bezeichnet man als Akzession. Werden Pflanzen, Pflanzenteile oder Samen einer bestimmten Herkunft zu verschiedenen Zeitpunkten in eine Sammlung aufgenommen, sind dies unterschiedliche Akzessionen. Meist wird eine Akzessionsnummer vergeben, und die Sammel- und Zugangsdaten werden in einer Datenbank hinterlegt.

Die Akzessionsnummer ist ein zentraler Bestandteil der Dokumentationssysteme der Botanischen Gärten und auch des „International Plant Exchange Network (IPEN)“ (http://www.bgci.org/resources/Description_of_IPEN/). Die IPEN-Nummer besteht aus dem zweistelligen Ländercode z. B. DE für Deutschland; einem Code für Transferbeschränkung (1 beschränkt, 0 unbeschränkt); dem BGCI-Gartencode, z. B. POTSD für den Botanischen Garten der Universität Potsdam; und der gartenspezifischen Akzessionsnummer.

genetischen Diversität meist besser gewährleistet. Macht die Einlagerung von Saatgut die Kultur lebender Pflanzen nun überflüssig? Gewiss nicht, denn Erhaltungskulturen können auch solche Arten abdecken, deren Samen nicht oder nur bis zur nächsten Keimungssaison überleben (transient). Andere Arten bilden nur sehr wenige Samen aus, beziehungsweise vermehren sich ausschließlich oder überwiegend vegetativ. Ferner dienen Erhaltungskulturen dazu, detailliertes Wissen über die Kulturanprüche der zuweilen gärtnerisch schwierigen Arten zu erwerben, was für die Anlage von Vermehrungskulturen mit dem Ziel der Wiederausbringung von essenzieller Bedeutung ist. Erhaltungskulturen sind somit wichtige Forschungsobjekte, aus denen wertvolle Erkenntnisse über Ökologie, Biologie und erfolgreiche Vermehrung von gefährdeten Wildpflanzenarten gewonnen werden können. Lebendkultur ist außerdem die Schnittstelle zwischen Saatgutlagerung und Wiederausbringung. Daher sollten im modernen Artenschutz Saatgutlagerung, Erhaltungskultur und Wiederausbringung Hand in Hand gehen und sich je nach Aufgabenstellung ergänzen.

Die vorliegenden Qualitätsstandards für Erhaltungskulturen wurden im Rahmen des deutschlandweiten Verbundprojektes Wildpflanzenschutz Deutschland (WIPs-De; BORGMANN et al. 2015) entwickelt¹. Sie sind als Praxisleitfaden gedacht und sollen dazu dienen, Erhaltungskulturen von gefährdeten Wildpflanzen in Botanischen Gärten und anderen Einrichtungen nach aktuellen wissenschaftlichen und gärtnerischen Erkenntnissen anzulegen, um damit den nach heutigem Kenntnisstand bestmöglichen Beitrag zur Erhaltung der Biodiversität zu leisten. Die Anleitung versteht sich nicht als starres Handlungsinstrument, sondern ist vielmehr eine

Sammlung von Informationen, die kontinuierlich zu ergänzen und dem aktuellen Wissensstand anzupassen ist.

2 Besammlung des Saatguts/ Pflanzenmaterials

Eine Erhaltungskultur dient häufig dazu, eine lokale Population vor dem unmittelbaren Aussterben (zum Beispiel durch Habitatzerstörung) zu bewahren. In solchen Fällen werden dann Pflanzen, Pflanzenteile, Saatgut oder Sporen von botanisch fachkundigen Personen gesammelt und an Botanische Gärten übergeben. Bereits zu diesem Zeitpunkt sollten Absprachen mit den zuständigen Naturschutzfachbehörden über das weitere Vorgehen, naturschutzrechtliche Genehmigungen und die Dokumentation der Sammeldaten erfolgt sein.

Ziel der Besammlung einer Population ist, ihre gesamte genetische Diversität repräsentativ zu erfassen (BROWN & BRIGGS 1991). Da in den meisten Fällen keine Daten vorliegen, die über die genetische Ausstattung des *in situ* Bestandes und damit über die zu sammelnde Anzahl von Samen bzw. Individuen Auskunft geben, muss man auf exemplarisch erfasste Durchschnittswerte zurückgreifen. Das Center for Plant Conservation (CPC) (GUERRANT et al. 2004) und ENSCONET (2009) empfehlen die Besammlung von mindestens 50, besser 200 Individuen einer Population, SKEW (1997) die Besammlung von 10 bis 50 Individuen pro Population und GORBUNOV et al. (2008) ca. 5000 Samen von 50 bis 100 Individuen. Ein Simulationsmodell für die ausdauernde, krautige Art *Polemonium kiushianum* ergab, dass erst die genetische Ausstattung einer aus mehr als 1000 wild gesammelten Samen aufgebauten *Ex situ*-Population annähernd der der Wildpopulation entspricht (YOKOGAWA et al. 2013). Je kleiner die

¹ Gefördert im Rahmen des Bundesprogramms Biologische Vielfalt durch das Bundesamt für Naturschutz mit Mitteln des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz, Bau und Reaktorsicherheit.

Wildpopulation ist, desto höher sollte der Anteil der besammelten Individuen sein, um die noch vorhandene genetische Diversität der Population möglichst vollständig zu erfassen.

Ex situ-Maßnahmen sollten rechtzeitig ergriffen werden, nämlich bereits bevor die Individuenanzahl zu klein geworden ist. Ab wann eine Population zu klein ist, lässt sich nur schwer verallgemeinern und ist von Lebenszyklus-, Fortpflanzungs- und Ausbreitungseigenschaften einer Art abhängig (STÖCKLIN et al. 1999). Das Konzept der minimal überlebendigen Populationsgröße (MVP), die notwendig ist, um langfristig das Überleben einer Population zu sichern (SHAFFER 1981), hat die Schwäche, dass die Möglichkeit einer Wiederbesiedlung nach einem lokalen Aussterbeereignis nicht berücksichtigt wird (STÖCKLIN et al. 1999). Man kann jedoch davon ausgehen, dass eine Population von weniger als 50 Individuen vom Aussterben stark bedroht ist. Ausführliche populationsgenetische Hintergrundinformationen finden sich bei FALK & HOLSINGER (1991) und HEINKEN (2009).

Bei Pflanzenarten mit ausschließlich vegetativer Vermehrung (Bulbillen, Rhizome, Sprosse, etc.) sollte nach GORBUNOV et al. (2008) Material von mindestens 10 bis 15 Exemplaren auf einer Fläche von 1 ha entnommen werden. Grundsätzlich kann auch bei vegetativer Vermehrung und ungeschlechtliche Samenbildung (Apomixis, Agamospermie) eine natürliche morphologische und genetische Variabilität vorliegen. Daher empfehlen wir generell die Besammlung von etwa 50 Exemplaren über die gesamte geographische Ausdehnung des Bestandes. Über die genetische Variabilität und deren Entstehung z. B. durch somatische Mutationen bei sich vegetativ vermehrenden Arten ist bisher aber nur wenig bekannt (z. B. CAETANO-ANOLLES 1999; PFEIFFER et al. 2012; JANIÁK et al. 2014).

Für die Einrichtung von Erhaltungskulturen werden nur dokumentierte Wildaufsammlungen verwendet. Die Besammlung bereits bestehender Gartenkulturen ist problematisch, da diese oft schlecht dokumentiert, genetisch nicht repräsentativ und eventuell hybridisiert sind (MAUNDER et al. 2004; CHRISTE et al. 2014).

3 Artinformationen

3.1 Biologie und Ökologie

Bevor eine Art kultiviert wird, werden Informationen zur Biologie und Ökologie eingeholt. Informationen zur Biologie vieler Arten findet man auf dem Portal für Erhaltungskulturen einheimischer Wildpflanzen (<http://www.ex-situ-erhaltung.de/>), im Online-Pflanzenportal des Bundesamtes für Naturschutz (<http://www.floraweb.de/>), in der mehrbändigen Illustrierten Flora von Mitteleuropa (HEGI 1908+), in Monographien sowie in Pflanzendatenbanken (z. B. POSCHLOD et al. 2003; KLEYER et al. 2008; KATTGE et al. 2011). Manche Arten benötigen Symbionten, um keimen oder wachsen zu können (HARLEY & HARLEY 1987a,b; WANG & QIU 2006).

3.2 Populationsgenetik

Das Wissen über populationsgenetische Muster, die Phylogeographie und evolutive Linien einer Art ist für alle Artenschutzmaßnahmen sehr hilfreich, manchmal sogar essenziell (COCHRANE 2004). Der genetische „turnover“, d. h. wie schnell sich die genetische Ausstattung einer Population ändern kann, wird durch die Lebensdauer (annuell oder ausdauernd), das Reproduktionssystem (Selbstkompatibilität oder obligates Auskreuzen), das Eintrittsalter in die Reproduktionsphase und die Höhe der Samenproduktion beeinflusst (PAVLIK 1996). Informationen zur Naturschutzgenetik bei Pflanzen finden sich bei HEINKEN (2009) und KRAMER & HAVENS (2009).

3.3 Kultivierung

Eine Übersicht mit Informationen zur Kultivierung vieler Wildpflanzenarten findet man auf dem Portal für Erhaltungskulturen einheimischer Wildpflanzen (<http://www.ex-situ-erhaltung.de/>). Informationen zur Keimungsbiologie vieler Arten finden sich in der „Seed Information Database“ des Botanischen Garten Kew (<http://data.kew.org/sid/>). Daten zur Soziologie, historischen Verbreitung, biologischen Wechselwirkungen (Mykorrhiza, Bestäuber) und Bodeneigenschaften können hilfreiche Informationen zur Optimierung der Kulturbedingungen liefern. Empfehlenswert ist ein Informationsaustausch mit anderen Gärten und Haltern.

4 Individuenanzahl

Die Frage nach der empfohlenen Individuenanzahl für eine Erhaltungskultur ist die wohl am häufigsten gestellte, aber sicher auch die am schwierigsten zu beantwortende Frage. Eine für alle Taxa gleichermaßen geltende Individuenanzahl kann nicht festgelegt werden, da Lebenszyklusmerkmale, Lebensformen, Reproduktionssysteme und populationspezifische genetische Ausstattung sehr unterschiedlich sind. Generell sollte die Individuenanzahl umso höher sein, je

höher die genetische und morphologische Vielfalt der Wildpopulation ist.

Kleine Populationsgrößen begünstigen genetische Drift und genetische Verarmung, die sich negativ auf die Pflanzenfitness auswirken können (ELLSTRAN & ELAM 1993; LEIMU et al. 2006). Die Zusammenhänge zwischen genetischer und quantitativer/phänotypischer Diversität und der daraus resultierenden Anpassungsfähigkeit von Populationen sind trotz einer großen Fülle wissenschaftlicher Studien immer noch unzureichend verstanden. Inzucht muss nicht immer negative Auswirkungen haben. Durch Inzucht beeinträchtigte Populationen können etwa durch das sogenannte „purging“ schädliche Allele ausselektieren (CRNOKRAK & BARRETT 2002).

Nach Experteneinschätzung liegt die minimale Individuenanzahl für Erhaltungskulturen bei 10 bis 20 Individuen für Bäume, 40 bis 50 Individuen für Sträucher und 100 bis 200 Individuen für krautige Pflanzen (Zhiming 1993). Geht man von der minimal überlebensfähigen Populationsgröße (MVP) bei Wildpopulationen aus (PAVLIK 1996), so dürften zwischen 50 und 1000 Individuen, je nach Lebenszyklusmerkmalen, ausreichend sein. Wir schlagen daher folgende Richtwerte für Erhaltungskulturen vor (Tab. 1):

Tab. 1 Individuenanzahl für Erhaltungskulturen krautiger Pflanzenarten

Arteigenschaft	Individuenanzahl	Anmerkungen
annuell	≥ 1000	alternativ Einlagerung in Saatgutbank
obligat fremdbestäubt / zweihäusig	≥ 200	bei Diözie auf ausgeglichenes Geschlechterverhältnis achten
hohe Variabilität	≥ 200	morphologisch und /oder genetisch
Kultur schwierig	≥ 200	als Absicherung gegen hohe Verluste
langlebig	50 – 200	
vorwiegend vegetative Vermehrung	50 – 200	ggf. weniger, wenn Population geringe genetische Diversität hat *
selbstkompatibel	50 – 200	

* Bei der Analyse der genetischen Diversität ist die genetische Diversität einer Population immer im Verhältnis zu anderen Populationen im Bezugsraum zu betrachten.

Bei zweihäusigen Arten sollten sehr reich blühende männliche Pflanzen gegebenenfalls entfernt oder beschnitten werden, um eine ausgeglichene Pollenverteilung durch alle Männchen zu gewährleisten (HAVENS et al. 2004). Wenn eine gezielte Vermehrung zu Arterhaltungszwecken und Wiederausbringungen geplant ist, die Erhaltungskultur aber nur wenige Individuen umfasst, kann auch die Bestäubung mit Pollen aus der ursprünglichen Wildpopulation die genetische Variabilität erhalten oder erhöhen (DITSCH & DITSCH 2006).

5 Flächenbedarf und Standortwahl

Um die benötigte Fläche für die Anlage einer Erhaltungskultur zu ermitteln, sollte man den Platzbedarf einer ausgewachsenen Einzelpflanze der jeweiligen Art und die Kulturform (siehe Kap. 9) zugrunde legen. Geht man z. B. davon aus, dass der Durchmesser der Grundblattrosette von *Scabiosa canescens* ca. 0,15 m beträgt, so muss man unter Berücksichtigung von etwas Abstand zwischen den Einzelpflanzen ca. 0,04 m² pro Einzelpflanze einplanen. Wenn man eine Erhaltungskultur von ca. 200 Individuen aufbauen möchte, benötigt man eine Beetgröße von mindestens 8 m². Bei den meisten Arten sollte eine Beetgröße von 10 m² ausreichen.

Eine Erhaltungskultur wird nach Möglichkeit im gleichen Naturraum wie die ursprüngliche Wildpopulation angelegt. Dadurch bleiben Standortanpassungen an das regionale Klima eher erhalten, und solche Herkünfte lassen sich besser in regionale Naturschutzaktivitäten und die Öffentlichkeitsarbeit integrieren. Als Minimalstandard für den räumlichen Bezug zwischen Erhaltungskultur und ihrer ursprünglichen Wildpopulation können in Deutschland die Herkunftsregionen für regionales Saat- und Pflanzgut dienen (PRASSE 2012). Wenn davon abgewichen wird, z. B. wegen besonderer gärtnerischer Kompetenzen, sollte die Zahl der Generationen im Garten so gering wie möglich sein.

6 Vermeidung von Hybridisierung

Bei der Kultur verschiedener Akzessionen in unmittelbarer Nachbarschaft ist Hybridisierung ein bekanntes Risiko (SNOGERUP 1979). Besonders in Botanischen Gärten ist die Gefahr einer Hybridisierung sehr hoch (MAUNDER et al. 2004). Unerwünschte Kreuzungspartner können neben verwandten Arten auch Gartenformen oder getrennt zu haltende Wildherkünfte der gleichen Art sein (BURKART & VON DEN DRIESCH 2006). Bastardsippen sind zum Beispiel innerhalb der Gattungen *Viola*, *Dianthus* und *Pulsatilla* häufig, zumal diverse Arten und Zuchtformen dieser Gattungen in vielen Gärten verbreitet sind. Ziel einer Erhaltungskultur ist, die natürliche genetische Ausstattung einer Population zu bewahren. Hybridisierungen mit anderen Akzessionen sind daher generell auszuschließen. Solche „Kontaminationen“ führen zu nicht abschätzbaren genetischen Veränderungen, die einen Verlust von Fitness und Anpassungsfähigkeit der folgenden Generationen zur Folge haben können. Für Risikosippen ist eine vegetative oder kontrollierte generative Vermehrung vorzunehmen. Ein genetischer Austausch ist nach heutigem Kenntnisstand bei insektenbestäubten Arten über Distanzen von mehr als 1 km unwahrscheinlich (siehe Box 3). Allerdings lassen die von Art zu Art unterschiedlichen Bestäubungstypen (Autogamie, Allo gamie) und Bestäubungsvektoren (Anemophilie, Hydrophilie, Zoophilie) (BRESINSKY et al. 2008) nur schwer eine pauschale Aussage über einen Mindestabstand zu. Eine zusätzliche Abgrenzung durch Gehölzstreifen, Gebäude oder andere Strukturen ist dabei vorteilhaft. Soll aus der Erhaltungskultur Saatgut für eine Vermehrung und Wiederausbringung gewonnen werden, empfiehlt sich das Einpacken und kontrollierte Bestäuben der Blütenstände, um eine Kontamination mit Fremdpollen zu vermeiden.

Box 3 Wie weit fliegen Bestäuber?

Über welche Distanzen Pollen transportiert werden kann, ist eine der zentralen Fragen der Bestäubungsökologie. Dabei muss aber zuerst einmal berücksichtigt werden, dass die Dauer der Keimfähigkeit des Pollens sehr variabel ist. Je nach Art kann sie wenige Minuten (z. B. manche Kulturgräser wie Reis und Weizen), wenige Stunden (z. B. Wildgräser wie *Festuca arundinacea*), aber auch bis mehrere Wochen (z. B. bei manchen Orchideen wie *Dactylorhiza maculata* [bis zu 40 Tage]) betragen. Leider liegen dazu nur wenige Untersuchungen vor (DAFNI & FIRMAGE 2000).

Bestäuber legen unterschiedliche Distanzen zurück. In umfangreicheren Studien an wenigen einheimischen Wild- und Kulturpflanzen, zeigte sich aber, dass eine Bestäubung zwischen Individuen bzw. zwischen Populationen derselben Art oft nur über wenige hundert Meter stattfindet (KWAK et al. 1998). Allerdings spielen dabei viele Parameter eine Rolle wie Populationsgröße, Größe eines Habitats, Qualität der Habitate zwischen Populationen, „Leitstrukturen“ zwischen Habitaten u. v. m., so dass allgemeine Aussagen nicht möglich sind (KWAK et al. 1998).

Tab. 2 Innerhalb von Populationen einer Art zurückgelegte Distanzen einer Bestäubergruppe und ihre maximalen Flugdistanzen innerhalb einer gegebenen Landschaft (nach KWAK et al. 1998, STEFFAN-DEWENTER & TSCHARNTKE 1999, WALTER-HELLWIG & FRANKL 2000)

Bestäuber	Pflanzenart	Gemessene Distanzen (Genfluss bzw. Bestäuberbewegungen) zwischen Pflanzen der gleichen Art	Maximal zurückgelegte Distanzen für die Bestäubergruppe
Hummeln	<i>Glechoma hederacea</i>	bis 110 m	> 1,5km
Hummeln	<i>Phyteuma spicatum</i>	bis 230 m	
Wildbienen	<i>Raphanus sativus</i> , <i>Sinapis arvensis</i>	> 1 km	> 1 km
Syrphiden	<i>Scabiosa columbaria</i>	200 m (darüber hinaus keine Beobachtungen)	> 1 km

ALLGEMEINE QUALITÄTSSTANDARDS FÜR ERHALTUNGSKULTUREN GEFÄHRDETER WILDPFLANZEN

Wegen des nötigen Aufwands zur Hybridvermeidung bereitet die Kultivierung von mehr als einer Herkunft einer Art in der Regel Probleme. Jeder Halter sollte sich daher vorab die Frage stellen, ob er in der Lage ist, durch technische Lösungen (Einpacken der Blütenstände in Gazekäfige, kontrollierte Bestäubung, Entfernen aller Blüten einer Akzession etc.) verschiedene Wildherkünfte einer Art

reproduktiv zu trennen (Abb. 1). Besonders empfehlenswert ist die Anlage von naturnahen Schutzgärten oder Außenstellen fernab von Botanischen Gärten (EBEL 2002; DITSCH & DITSCH 2006), bei denen die Hybridproblematik mit Gartenakzessionen weitgehend ausgeschlossen ist und zudem mehr Fläche für die Kulturen zur Verfügung steht als in Botanischen Gärten.



Abb. 1 Links: Gazekäfige zur Vermeidung unkontrollierter Bestäubung bei Gewöhnlichen Küchenschellen (*Pulsatilla vulgaris*) – Aufnahme D. LAUTERBACH; Rechts: gezielte Bestäubung von Arnika (*Arnica montana*) mit Hummeln in einem Gazekäfig – Aufnahme A. TITZE.

Bei nachgewiesener genetischer Verarmung einer Wildpopulation kann eine Mischung verschiedener Wildherkünfte die genetische Diversität und Fitness unter Umständen erhöhen (LUIJTEN et al. 2002; WILLI et al. 2007; GODEFROID et al. 2011). Die Frage, ob tatsächlich eine überlebenskritische genetische Verarmung in einer Population vorliegt, ist nur schwer zu beantworten; genetische Vielfalt oder Fitness können auch in kleinen Populationen noch überraschend hoch sein (LAUTERBACH et al. 2011; BURKART unpubl.; GEMEINHOLZER unpubl.). Diese Thematik wird von verschiedenen Seiten immer wieder kontrovers diskutiert. Es können daher keine pauschalen Empfehlungen gegeben werden. Eine künstliche Wiederherstellung von Genfluss zwischen isolierten Populationen kann

zu Auszuchtdepression und dem Verlust lokaler Anpassungen führen (KRAUSS et al. 2002). Wir empfehlen, während der *Ex situ*-Kultivierung verschiedene Wildherkünfte getrennt zu halten und erst bei Wiederausbringung ggf. Mischungen durchzuführen. Empfehlenswert ist dann eine Mischung „lokaler“ Herkünfte (FANT et al. 2013). Die dazu verwendeten Populationen sollten möglichst unter landschaftshistorisch nachvollziehbaren Bedingungen wie Wanderschäferi, Hochwasser und ähnlichen Faktoren potenziell in genetischem Austausch miteinander stehen (LAUTERBACH 2013). Die Habitatbedingungen der Herkünfte sollten möglichst ähnlich sein und arealgeographische Besonderheiten sollten berücksichtigt werden.

Wenn es bereits zu einer ungewollten Hybridisierung gekommen ist, beseitigt man frei aufgelaufene Sämlinge und erhält nur die Mutterpflanzen. Sind diese nicht mehr vorhanden oder zu erkennen, ist die Kultur neu einzurichten. Bei der Neuanlage ist die Altakzession vollständig zu vernichten und möglichst ein neuer Standort zu wählen, da Diasporen im Boden längere Zeit überdauern können. Wenn eine erneute Wildaufsammlung nicht mehr möglich ist, kann man versuchen, die verbliebenen phänotypisch nicht hybridogen erscheinenden Individuen gezielt zu vermehren. Hierbei ist jedoch Vorsicht geboten, da der Phänotyp nur bedingt Rückschlüsse auf die genetische Konsitution zulässt.

7 Vermehrung von Pflanzenmaterial in der Erhaltungskultur

Eine über viele Generationen erfolgende generative Fortpflanzung in Kultur führt unweigerlich zu einer adaptiven Veränderung der genetischen Ausstattung (ENSSLIN et al. 2011; ENSSLIN et al. subm.). Die abweichenden Standorteigenschaften im Garten – fehlende Konkurrenz (siehe aber 9.3), andere Böden, Bewässerung, Düngung, Fehlen oder Wechsel von Fressfeinden und Bestäubern etc. – sowie unbewusste Selektion durch die gärtnerische Tätigkeit können innerhalb weniger Generationen deutliche Veränderungen zur Folge haben. Soweit diese Veränderungen genetisch fixiert sind, vererben sie sich weiter. Dies gilt es zu vermeiden, indem generative Fortpflanzung auf ein Minimum reduziert wird.

7.1 Vegetative Vermehrung

Die vegetative Vermehrung von Pflanzen bietet die Möglichkeit, die genetische Ausstattung des Ausgangsmaterials in Kultur über mehrere Generationen identisch zu halten. Diese Form der Vermehrung birgt allerdings auch die Gefahr der genetischen Verarmung und der „Verschleppung“ genetischer Veränderungen (GUERRANT

& FIEDLER 2004), wenn nur wenige Ausgangsindividuen vorhanden sind. Die mikrovegetative Vermehrung bzw. pflanzliche Gewebekultur bezeichnet die Vermehrung durch Klonierung unter sterilen Bedingungen (*in vitro*). Von Vorteil ist die vegetative Vermehrung außerdem, wenn die generative Vermehrung schwierig ist (geringer Samenansatz, unbekannt oder schwierige Keimungsbedingungen), wenn eine schnelle und massenhafte Erzeugung von Lebendmaterial nötig ist (meist üblich in der Nutz- und Zierpflanzenproduktion) und wenn die Vermeidung von sexueller Vermehrung und somit die Sicherung originaler Genotypen gewünscht ist.

7.2 Generative Vermehrung

Bei langlebigen Arten ist die generative Vermehrung über Samen oder Sporen bei ausreichend hoher genetischer Diversität des Ausgangsmaterials über kurze Zeiträume im Allgemeinen unproblematisch. Die Zahl der Generationen in Kultur sollte dennoch generell möglichst niedrig gehalten und Material für die Wiederausbringung möglichst aus Wildsaatgut oder direkter Nachzucht von Wildsaatgut (Vermehrungskultur) erzeugt werden (MAUNDER et al. 2004). Das Saatgut wird getrennt nach Mutterpflanzen ausgesät, anschließend von jeder Mutterlinie gleich viele Keimlinge/Jungpflanzen weiter kultiviert. So kann man kontrollieren, ob Mutterlinien ausfallen, und eine ungewollte Selektion einzelner Genotypen wird vermieden. Die Auswahl der Keimlinge/Jungpflanzen muss zufällig erfolgen (oder stratifiziert zufällig, zum Beispiel nach vorheriger Größenklassen-Sortierung). Eine bewusste oder unbewusste Selektion nach Größe, Aussehen oder Vitalität ist unbedingt zu vermeiden. Bei nicht-klonalen Arten sollte eine Nachzucht erfolgen, bevor die Individuen ein Alter von (5)10 Jahren erreichen (siehe Box 4).

Box 4 Wie alt werden Pflanzen?

Während Gehölze mehrere Jahrzehnte, Jahrhundert oder sogar Jahrtausende alt werden können, ist dies bei unseren gefährdeten Arten, die meist Gräser oder Kräuter sind, häufig nicht der Fall. Während für klonale Pflanzen ein Alter von bis zu mehreren Jahrtausenden nachgewiesen wurde (z. B. *Populus tremuloides* ca. 80 000 Jahre, DEWOODY et al. 2008, MOCK et al. 2008; *Carex curvula* ca. 2000 Jahre, STEINGER et al. 1996), werden Individuen mehrjähriger, aber nicht-klonaler Kräuter meist nur 5 bis 20 Jahre alt (SCHWEINGRUBER & POSCHLOD 2005). Das Alter hängt dabei auch von der Umwelt, insbesondere von der Nährstoffverfügbarkeit, aber auch den Temperaturen während der Vegetationsperiode ab. So werden Arten auf nährstoffreicheren Standorten im Schnitt eher nur bis etwa (5)10 Jahre alt, auf nährstoffärmeren dagegen bis zu etwa 20 Jahren. Unter Hochgebirgsbedingungen können krautige Arten unter Umständen aber auch mehrere Jahrzehnte alt werden (SCHWEINGRUBER & POSCHLOD 2005). Diese Angaben gelten für das Alter unter „natürlichen“ Umweltbedingungen. Individuen in Gärten können bei entsprechender Pflege und fehlender Konkurrenz ebenfalls erstaunlich alt werden. Andererseits können die nährstoffreichen Bedingungen in Kultur auch zu einer sehr intensiven Blüh- und Samenreifephase führen, nach der das Individuum abstirbt.

8 Substrate

Pflanzen können sich durch evolutive Prozesse an ihre Umwelt anpassen (FUTUYMA 1998; STOCKWELL et al. 2003; BARTON et al. 2007). Substrate können dabei einen maßgeblichen Einfluss auf die Selektion einzelner Ökotypen/Linien haben. Die Anpassung an Schwermetallböden unterschiedlicher Taxa ist ein Beispiel dafür, dass solche Prozesse überraschend schnell ablaufen können (ANTONOVICS 1971).

Bei einer Kultur in Töpfen oder Beeten ist das Substrat in erster Linie so zu wählen, dass die Anzucht und Haltung funktioniert. Die gute Verträglichkeit von Einheitserden ist bei den meisten Arten erstaunlich, solange sie ohne Konkurrenz kultiviert werden. Bei der Biotopkultivierung (siehe Kap. 9.3) sollte das Substrat möglichst dem Standort der ursprünglichen Wildpopulation entsprechen. Zu einer gärtnerisch optimierten Beet- oder Topfkultur gehört eine kontinuierlich günstige Wasser- und Nährstoffversorgung. Unter solchen Bedingun-

gen bringen diejenigen Pflanzen aus einer Population am meisten Nachkommen hervor, die ein solches Optimum besonders gut ausnutzen können. In der Natur hingegen gibt es häufig weniger optimale Zustände und Stresszeiten wie etwa Dürren. Unter solchen Umständen produzieren jene Pflanzen der Population die meisten Nachkommen, die daran besonders gut angepasst sind, und das sind häufig andere als die im Garten besonders erfolgreichen.

Informationen über eine Mykorrhizierung liegen für einige Arten vor (HARLEY & HARLEY 1987; WANG & QIU 2006). Wenn dies bekannt ist oder vermutet wird, empfiehlt sich bei Kulturproblemen das „Animpfen“ mit Ausgangssubstrat vom Wildstandort.

9 Formen der Kultivierung

9.1 Topfkultur

Bei der Topfkultur werden die Individuen getrennt in Töpfen oder Multitopflatten kultiviert (Abb. 2). Bei dieser Form der Kultivierung ist eine kontinuierliche Wasser- und Nährstoffversorgung nötig. Insbesondere bei Arten mit einem starken, tiefreichenden Wurzelsystem ist eine mehrjährige Kultivierung in dieser Form schwierig. Ohne häufiges Bewegen der

Töpfe kommt es vielfach zum Durchwurzeln durch das Loch im Topfboden, mit zum Teil erheblichen Folgeproblemen. Vorteile hat die Topfkultur, wenn man gezielte Bestäubungen durchführen möchte, da sich die Pflanzen dann recht einfach auf einen Arbeitstisch stellen, bestäuberdicht einpacken und ihre Blüten manipulieren lassen.



Abb. 2 Links: Topfkultur des Sumpf-Kreuzenzians (*Gentianella uliginosa*) im Botanischen Garten der Universität Potsdam – Aufnahme D. LAUTERBACH; Rechts: Topfkultur der Bodensee-Grasnelke (*Armeria maritima* subsp. *purpurea*) im Botanischen Garten der Universität Konstanz – Aufnahme G. SCHMITZ.

9.2 Beetkultur

Die Beetkultur ist die gebräuchlichste Form der Kultivierung. Hierbei werden die Individuen in Einzelbeeten nach Arten und Herkünften getrennt kultiviert (Abb. 3). Vorteile sind die einfache Pflege und unkomplizierte Erfassung der Individuenanzahl. Unerwünschte Sämlinge können gut entfernt werden. Nachteilig ist der Ausschluss von Konkurrenz durch andere Arten

und insbesondere die oft praktizierte kohortenweise Anzucht und Erneuerung in regelmäßigen Abständen. Wird dabei nicht streng darauf hingearbeitet, die Diversität der Muttergeneration zu erhalten, kann es innerhalb weniger Generationen zu genetischen Veränderungen kommen (s. Abschnitt 7).



Abb. 3 Beetkulturen gefährdeter Pflanzenarten im Botanischen Garten der Universität Potsdam. Aufnahme M. BURKART.

9.3 Biotopkultur

Eine naturnahe Kultivierung (Biotopkultur, „*inter situ*“) bietet Interaktionen mit anderen Arten, etwa durch Konkurrenz, Symbiosen mit Pilzen und Parasitismus und ist auch sonst am ehesten geeignet, die Lebensbedingungen am Naturstandort nachzubilden. Dafür sollten naturnahe Areale im Bereich der haltenden Einrichtung ausgewählt oder als Biotopbeete gezielt angelegt werden (Abb. 4). Dies ermöglicht eine gewisse gärtnerische Kontrolle, erlaubt aber gleichzeitig den Ablauf von evolutiven Prozessen ähnlich denen am Naturstandort. Starke Anpassungen an Gartenbedingungen und gärtnerische Selektion werden weitgehend vermieden. Nachzuchten solcher Populationen sind vermutlich weniger empfindlich gegenüber widrigen Umweltbedingungen als Nach-

zuchten gärtnerisch stärker beeinflusster Kulturen. Eine Selbstaussaat wird zugelassen und die Bildung einer Diasporenbank im Boden und somit die Erhaltung von Dormanzmechanismen ermöglicht. Es ist aber mit einem unkontrollierten Diasporentransport durch Ameisen, Mäuse etc. zu rechnen. Bei dieser Form der Kultivierung sind die Abläufe in der Population naturnah, d. h. verschiedene Generationen stehen zusammen und die Keimung läuft unter natürlichen Bedingungen ab. Eine Fallstudie zeigte eine geringere genetische Differenzierung zwischen einer *Ex situ*- und der dazugehörigen Wildpopulation bei naturnaher Kultivierung im Vergleich zu zwei Beetkulturen (LAUTERBACH et al. 2012).



Abb. 4 Links: Biotopkultur eines Trockenrasens mit Steppenarten wie *Jurinea cyanoides* und *Euphorbia seguieriana* im Botanischen Garten der Universität Mainz; Rechts: Biotopanlage „Bodensee-Ufervegetation“ im Botanischen Garten der Universität Konstanz. Aufnahmen M. BURKART.

10 Vermeidung von gärtnerischer Selektion

Bei der routinemäßigen Vermehrung von Pflanzen sind die oben diskutierten Probleme dem Gartenpersonal oftmals nicht ausreichend bewusst. Unbewusste und bewusste gärtnerische Selektion sowie mehr oder weniger standardisierte Bodenbedingungen können zu halbdomestizierten Populationen führen, die sich an die Kulturbedingungen angepasst haben. Mit jeder Generation in Kultur kann sich die genetische Konstitution im Vergleich zur Ursprungspopulation verändern (EDWARD et al. 2004). Hier ist weiterhin Aufklärungsarbeit zu leisten. Aussaaten sollten über längere Zeiträume (mindestens ein Jahr) stehen gelassen werden. Daraus dormanzbedingt verzögert auflaufende Sämlinge sind zu erhalten und der kultivierten Population hinzuzufügen. Für viele Arten ist dieser Prozess der Verzögerung der Keimung eine wichtige Überlebensstrategie (SAATKAMP et al. 2014). Auch die Selektion möglichst kräftiger Sämlinge kann zu einer Veränderung der Populationsstruktur führen, da – wie oben dargestellt – die im Garten am stärksten erscheinenden Pflanzen keineswegs zugleich die in der Natur fittesten sein müssen.

Dormanzmechanismen in Samen sind sehr komplex (COCHRANE 2004). Viele Arten bilden polymorphe Samen mit unterschiedlicher Dormanz und unterschiedlichen Keimungsansprüchen (BASKIN & BASKIN 1998, 2004). Eine typische evolutive Veränderung während der Kultivierung als Folge unbewusster gärtnerische Selektion ist der Verlust von Dormanzmechanismen (ENSSLIN et al. 2011). Die durch den Arbeitsablauf bedingte Bevorzugung schnell auflaufender Keimlinge gegenüber langsamer keimenden trägt dazu bei, dormante Genotypen auszuwählen (HAVENS et al. 2004). Unter gärtnerischen Bedingungen hat dies kaum Auswirkungen auf die Fitness einer Population, da hier einmal pikierte Keimlinge meist in aus-

reichender Zahl bis zur erneuten Reproduktion weiterkultiviert werden. In der Natur können dagegen bei widrigen Bedingungen („schlechte Jahre“) unter Umständen ganze Kohorten vor Erreichen des reproduktionsfähigen Alters absterben, womit die Bedeutung von dormanten Diasporen deutlich ansteigt. Für den langfristigen Erfolg einer Wiederausbringung unter natürlicherweise schwankenden Umweltbedingungen kann ein Verlust von Dormanz also fatale Folgen haben.

11 Zeiträumen der Kultivierung

Idealerweise ist die *Ex situ*-Kultivierung eine vorübergehende Maßnahme. Die erste Generation wird möglichst lange erhalten (siehe Box 4) und das anfallende Saatgut eingelagert. Je langlebiger die Individuen einer Art sind, desto unproblematischer ist die Erhaltung der genetischen Diversität. Voraussetzung ist eine repräsentative Besammlung des Ausgangsmaterials und eine entsprechende Populationsgröße (siehe Abschnitte 2 & 4). Bei sich überwiegend vegetativ vermehrenden Arten sollte die genetische Veränderung während der Kultivierung gering sein, wie auch eine Untersuchung an *Marsilea quadrifolia* gezeigt hat (JANIAK et al. 2014).

Annuelle und kurzlebige Arten werden möglichst nur über kurze Zeiträume bzw. wenige Generationen kultiviert (KLINGENSTEIN et al. 2002). FLEMING & SYDES (o. J.) empfehlen bei annuellen, obligat auskreuzenden Arten eine generative Vermehrung zu vermeiden und diese besser in Saatgutbanken zu erhalten. Problematisch sind annuelle und kurzlebige Sippen, die nicht oder nur begrenzt lagerfähiges Saatgut besitzen. Im Gegensatz dazu können langlebige Arten über viele Jahre bis Jahrzehnte problemlos kultiviert werden, ohne sich wesentlich in der genetischen Ausstattung zu verändern.

Wenn eine Population über mehrere Generationen kultiviert werden soll, besteht die Möglichkeit, in jeder Generation Material der ursprünglichen Wildpopulation (z. B. aus parallel eingelagertem Saatgut) einzubringen, um die ursprüngliche Diversität besser zu erhalten (HAVENS et al. 2004).

12 Dokumentation und Etikettierung

Am Ende jeder Vegetationsperiode wird ein Kulturprotokoll zu jeder in Erhaltungskultur befindlichen Akzession angefertigt. Nur so lassen sich die Entwicklungen über längere Zeiträume nachvollziehen und mögliche Ursachen für populationsgenetische Veränderungen im Nachhinein klären. Zu erfassen sind: Anzahl der Individuen, Geschlechterverteilung bei diözischen Arten, Prozentsatz der reproduzierenden Individuen, Prozentsatz Samenansatz, ggf. Zeitpunkt der Kompletterneuerung und Her-

kunft des dafür verwendeten Pflanzenmaterials. Eine Vorlage für die Dokumentation befindet sich im Anhang (Anlage 1 Kulturprotokoll).

Zum Zeitpunkt der Wildaufsammlung und in regelmäßigen Abständen der Kultur (ca. alle 5 Jahre) sollte eine zugängliche Dokumentation in Form von Herbarbelegen sowie die Einlagerung von Blattproben/DNA in DNA-Banken (<http://www.dnabank-network.org/>) für spätere morphologische und genetische Analysen erfolgen.

Wichtig sind eine dauerhafte und witterungsbeständige Etikettierung der Pflanzen und ggf. eine zusätzliche Skizze der Kulturverhältnisse (Lageplan der Akzessionen). Werden Stecketiketten im Boden durch Tiere herausgezogen oder aus Versehen vertauscht, kann aus der Skizze eine Rekonstruktion erfolgen.

Literatur

ANTONOVICS, J. (1971): The effects of a heterogeneous environment on the genetics of natural populations: the realization that environments differ has had a profound effect on our views of the origin and role of genetic variability in populations. *Am. Nat.* 59: 593-599.

BARTON, N. H.; BRIGGS, D. E. G.; EISEN, J.A.; GOLDSTEIN, D.B. & PATEL, N.H. (2007): *Evolution*. Cold Spring Harbor Laboratory Press, 833 S., Cold Spring Harbor, NY.

BASKIN, C. C. & BASKIN, J. M. (1998): *Seeds – ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination*. Academic Press, London. 682 S.

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

BORGMANN, P.; BURKART, M.; LAUTERBACH, D.; LISTL, D.; MARTENS, A.; NICK, P.; OEVERMANN, S.; POSCHLOD, P.; RADKOWITSCH, A.; REISCH, C.; STEVENS, A.-D.; STRAUBINGER, C.; ZIPPEL, E.; ZACHGO, S. (2015) WIPs-De: Wildpflanzenschutz Deutschland – Ein Projekt des Bundesprogramms zur Biologischen Vielfalt. *Natur und Landschaft* 90 (12): 550-555.

BORGMANN, P.; FRIESEN, N.; NEUFFER, B. & HURKA, H. (2008): Loki Schmidt-Genbank für Wildpflanzen am Botanischen Garten der Universität Osnabrück. *Osnabrücker Naturwissenschaftliche Mitteilungen* 33/34: 81-93.

ALLGEMEINE QUALITÄTSSTANDARDS FÜR ERHALTUNGSKULTUREN GEFÄHRDETER WILDPFLANZEN

BORGMANN, P.; OEVERMANN, S.; FRIESEN, N. & ZACHGO, S. (2014): Die Genbank für Wildpflanzen für Ernährung und Landwirtschaft (WEL). In: POSCHLOD, P.; BORGMANN, P.; LISTL, D.; REISCH, C. & ZACHGO, S. (Hrsg.): Handbuch Genbank WEL. HOPPEA. Regensburg: 41-69.

BRESINSKY, A.; KÖRNER, C.; KADEREIT, J.W.; NEUHAUS, G. & SONNEWALD, U. (2008): Strasburger – Lehrbuch der Botanik. Spektrum, Heidelberg. 1175 S.

BROWN, A. H. D. & BRIGGS, J. D. (1991): Sampling strategies for genetic variation in ex situ collections of endangered plant species. In: Falk, D. A. & Holsinger, K. E. (Hrsg.): Genetics and conservation of rare plants. Oxford University Press. New York: 99-122.

BRÜTTING, C.; HENSEN, I. & WESCHE, C. (2013): Ex situ cultivation affects genetic structure and diversity in arable plants. *Plant Biology* 15(3): 505-513.

BURKART, M. & VON DEN DRIESCH, M. (2006): Global denken, regional handeln: Schutz der heimischen Wildpflanzen in botanischen Gärten. *Palmengarten* 70(2): 146-157.

CAETANO-ANOLLES, G. (1999): High genome-wide mutation rates in vegetatively propagated bermudagrass. *Molecular Ecology* 8: 1211-1221.

CHRISTE, C.; KOZLOWSKI, G.; FREY, D.; FAZAN, L.; BÉTRISEY, S.; PIRINTSOS, S.; GRATZFELD, J. & NACIRI, Y. (2014): Do living ex situ collections capture the genetic variation of wild populations? A molecular analysis of two relict tree species, *Zelkova abelicea* and *Zelkova carpinifolia*. *Biodiversity and Conservation* 23: 2945-2959.

CIBRIAN-JARAMILLO, A.; OLEAS, N., H.; MEEROW, A. W.; FRANCISCO-ORTEGA, J. & GRIFFITH, M. P. (2013): What is the conservation value of a plant in a Botanic Garden? Using indicators to improve management of ex situ collections. *The Botanical Review* 79: 559-577.

COCHRANE, A. (2004): Western Australia's ex situ program for threatened species: a model integrated strategy for conservation. In: Guerrant, E. O. J. et al. (Hrsg.) Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild. Island Press. Washington: 40-66.

CRNOKRAK, P. & BARRETT S. C. H. (2002): Purging the genetic load: a review of the experimental evidence. *Evolution* 56: 2347-2358.

DAFNI, A. & FIRMAGE, D. (2000): Pollen viability and longevity: practical, ecological and evolutionary implications. *Plant Systematics and Evolution* 222: 113-132.

DEWOODY, J.; ROWE, C. A.; HIPKINS, V. D. & MOCK, K. E. (2008): „Pando“ lives: molecular genetic evidence of a giant aspen clone in central Utah. *Western North American Naturalist* 68: 493-497.

DITSCH, F. & DITSCH, B. (2006): Heimische Flora in Gefahr. Gefährdete Pflanzen Sachsens im Botanischen Garten der TU Dresden. Botanischer Garten der TU Dresden. Dresden. 58 S.

EBEL, F. (2002): Schutzgärten – „Intensivstationen“ für vom Aussterben bedrohte Arten. *Naturforsch. Land Sachsen-Anhalt* 39 (1): 23–28.

EDWARD, O.; GUERRANT, E. O. J. & FIEDLER, P. L. (2004): Accounting for Sample Decline during Ex Situ Storage and Reintroduction. In: Guerrant, E. O. J. et al. (Hrsg.) *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. Island Press. Washington: 365–486.

Ensconet (2009): ENSCONET Anleitung zum Sammeln von Wildpflanzensamen. – ensconet.maich.gr/PDF/Collecting_protocol_German.pdf. Aufgerufen am 15.05.2013.

ENSSLIN, A., TSCHÖPE, O., BURKART, M. & JOSHI, J. (subm.): Fitness decline and adaptation to novel environments in ex situ plant collections: Current knowledge and future perspectives.

ENSSLIN, A.; SANDNER, T. M. & MATTHIES, D. (2011): Consequences of ex situ cultivation of plants: Genetic diversity, fitness and adaptation of the monocarpic *Cynoglossum officinale* L. in botanic gardens. *Biological Conservation* 144: 272–278.

FALK, D. A. & HOLSINGER, K. E. (1991): *Genetics and conservation of rare plants*. Oxford University Press. Oxford. 283 S.

FANT, J. B.; KRAMER, A.; SIRKIN, E. & HAVENS, K. (2013): Genetics of reintroduced populations of the narrowly endemic thistle, *Cirsium pitcheri* (Asteraceae). *Botany* 91: 301–308.

FLEMING, L. V. & SYDES, C. (o.J.): *Genetics and rare plants: guidelines for recovery programmes*. – <http://www.snh.org.uk/publications/on-line/advisorynotes/15/15.htm>. Aufgerufen am 15.05.2013.

FUTUYMA, D.J. (1998): *Evolutionary Biology*. Sinauer. Sunderland. 763 S.

GODEFROID, S.; C. PIAZZA, C.; ROSSI, G.; BUORD, S.; STEVENS, A.-D.; AGURAIUJA, R.; COWELL, C. et al. (2011): How successful are plant species reintroductions? *Biological Conservation* 144: 672–682.

GORBUNOV, Y.; DZYBOV, D.; KUZMIN, Z. & SMIRNOV, I. (2008): *Methodological recommendations for botanic gardens on the reintroduction of rare and threatened plants*. Moscow. 51 S.

GUERRANT, E. O. J.; FIEDLER, P. L.; HAVENS, K. & MAUNDER, M. (2004): Revised genetic sampling guidelines for conservation collections of rare and endangered plants. In: Guerrant, E. O. J. et al. (Hrsg.): *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. Island Press. Washington: 419–438.

GUERRANT, E. O. J. & FIEDLER, P. L. (2004): Accounting for sample decline during ex situ storage and reintroduction. In: Guerrant, E. O. J. et al. (Hrsg.) *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. Island Press. Washington: 365–386.

ALLGEMEINE QUALITÄTSSTANDARDS FÜR ERHALTUNGSKULTUREN GEFÄHRDETER WILDPFLANZEN

- HARLEY, J. L. & HARLEY, E. L. (1987a): A check-list of mycorrhiza in the British flora. *New Phytologist* 105: 1-102.
- HARLEY, J. L. & HARLEY, E. L. (1987b): A check-list of mycorrhiza in the British flora - addenda, errata and index. *New Phytologist* 107: 741-749.
- HAVENS, K.; GUERRANT, E. O.; MAUNDER, M. & VITT, P. (2004): Guidelines for ex situ conservation collection management: minimizing risks. In: Guerrant, E. O. J. et al. (Hrsg.), *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. Island Press. Washington: 454-473.
- HEINKEN, T. (2009): Populationsbiologische und genetische Konsequenzen von Habitatfragmentierung bei Pflanzen – wissenschaftliche Grundlagen für die Naturschutzpraxis. *Tuexenia* 29: 305-329
- HEGI, G. (1908 +): *Illustrierte Flora von Mitteleuropa*. Paul Parey. Berlin, Hamburg. o. S.
- HORN, K.; KERSKES, A. & WELSS, W. (2012): Erhaltungskulturen bedrohter Pflanzenarten im Botanischen Garten Erlangen – ein aktiver Beitrag zum Artenschutz. *Regnitz Flora* 5: 39-46.
- HUSBAND, B. C. & CAMPBELL, L. G. (2004): Population responses to novel environments: implications for ex situ plant conservation. In: Guerrant E. O. J. et al. (Hrsg.) *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. Island Press. Washington: 231-266.
- JANIAK, A.; GALEJ, K.; PARUSEL, J.B. & SZAREJKO, I. (2014): A study of the genetic variation of the aquatic fern *Marsilea quadrifolia* L. preserved in botanical collections in Poland and originated from natural populations in Europe. *Flora* 209 (11): 655-665.
- KATTGE, J. et al. (2011): TRY – a global database of plant traits. *Global Change Biology* 17: 2905-2935.
- KLEYER, M. et al. (2008): The LEDA Traitbase: A database of life-history traits of the Northwest European flora. *Journal of Ecology* 96: 1266-1274.
- KLINGENSTEIN, F.; VON DEN DRIESCH, M. & LOBIN, W. (2002): Bedeutung und Aktivitäten der Botanischen Gärten im ex-situ und in-situ-Artenschutz in Deutschland auf Grundlage der Biodiversitäts-Konvention. *Schriftenreihe für Vegetationskunde* 36: 139-150.
- KRAMER, A. T. & HAVENS, K. (2009): Plant conservation genetics in a changing world. *Trends in Plant Science* 14: 599-607.
- KRAUSS, S. L.; DIXON, B. & DIXON, K. W. (2002): Rapid genetic decline in a translocated population of the endangered plant *Grevillea scapigera*. *Conservation Biology* 16: 986-994.
- KWAK, M. M.; VELTEROP O. & VAN ANDEL, J. (1998): Pollen and gene flow in fragmented habitats. *Applied Vegetation Science* 1: 37-54.

LAUTERBACH, D. (2013): Ex situ-Kulturen gefährdeter Wildpflanzen – Populationsgenetische Aspekte und Empfehlungen für Besammlung, Kultivierung und Wiederausbringung. ANLiegen Natur 35 (2): 32–39.

LAUTERBACH, D.; BURKART, M. & GEMEINHOLZER, B. (2012): Rapid genetic differentiation between ex situ and their in situ source populations: an example of the endangered *Silene otites* (Caryophyllaceae). Bot. J. Linn. Soc. 168: 64–75.

LEIMU, R.; MUTIKAINEN, P.; KORICHEVA, J. & FISCHER, M. (2006): How general are positive relationships between plant population size, fitness and genetic variation? *Journal of Ecology* 94: 942–952.

LI, D.-Z. & PRITCHARD, H. (2009): The science and economics of ex-situ plant conservation. *Trends Plant Science* 14 (11): 614–621.

LUIJTEN S. H.; KÉRY M.; OOSTERMEIJER J. G. B. & DEN NIJS H.C.M. (2002): Demographic consequences of inbreeding and outbreeding in *Arnica montana*: a field experiment. *Journal of Ecology* 90: 593–603.

MAUNDER, M.; HUGHES, C.; HAWKINS, J. A. & CULHAM, A. (2004): Hybridization in ex situ plant collections: conservation concerns, liabilities, and opportunities. In: Guerrant, E. O. J. et al. (Hrsg.) *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. Island Press. Washington: 19–438.

MOCK, K. E.; ROWE, C. A.; HOOTEN, M. B.; DEWOODY, J. & HIPKINS, V. D. (2008): Clonal dynamics in western North American aspen (*Populus tremuloides*). *Molecular Ecology* 17: 4827–4844.

OLDFIELD, S. (2009): Botanic gardens and the conservation of tree species. *Trends in Plant Science* 14: 581–583.

OLDFIELD, S. & NEWTON, A. C. (2012): *Integrated conservation of tree species by botanic gardens: a reference manual*. Botanic Gardens Conservation International. Richmond. 59 S.

PAVLIK B. M. (1996): Defining and measuring success. In: Falk, D. A.; Millar C. I. & Olwell, M. (Hrsg.) *Restoring Diversity: Strategies for the Reintroduction of Endangered Plants*. Island Press. Washington: 127–155.

PFEIFFER, T.; KLAHR, A.; PETERSON, A.; LEVICHEV, I. G. & SCHNITTLER, M. (2012): No sex at all? Extremely low genetic diversity in *Gagea spathacea* (Liliaceae) across Europe. *Flora* 207: 372–378.

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 Geobotanica et Phytotaxonomica* 38: 263–271.

PRANCE, G. T. (2004): Introduction. In: GUERRANT, E. O. J. et al. (Hrsg.) *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*. Island Press, Washington: xxiii–xxix.

PRASSE, R. (2012): Erläuterung zur Abgrenzung der Herkunftsregionen und Produktionsräume. www.regionalisierte-pflanzenproduktion.de/fileadmin/institut/regiosaatgut/Regiosaatgut_Herkunftsregionen.pdf. Zugriff 15.05.2013.

RUCINSKA, A. & PUCHALSKI, J. (2011): Comparative molecular studies on the genetic diversity of an ex situ garden collection and its source population of the critically endangered polish endemic plant *Cochlearia polonica* E. FRÖHLICH. *Biodiversity and Conservation* 20: 401-413.

SAATKAMP, A.; POSCHLOD, P. & VENABLE, D. L. (2014): The functional role of soil seed banks in natural communities. In: Gallagher, R. S. (Hrsg.): *Seeds: the ecology of regeneration in plant communities*. CABI. Wallingford: 263-295.

SHAFFER, M. L. (1981): Minimum population sizes for species conservation. *BioScience* 31: 131-134.

SCHWEINGRUBER, F. & POSCHLOD, P. (2005): Growth rings in herbs and shrubs: life span, age determination and stem anatomy. *Forest Snow and Landscape Research* 79: 195-415.

SNOGERUP, S. (1979): Cultivation and continued holding of Aegean endemics in an artificial environment. In: SYNGE, H. & TOWNSEND, H. (Hrsg.) *Survival or Extinction: The Practical Role of Botanic Gardens in the Conservation of Rare and Threatened Plants*: 85-90.

SKEW (1997): Empfehlungen für eine sachgerechte Ex situ-Kultur und Wiederansiedlung bedrohter einheimischer Wildpflanzen. www.cps-skew.ch. Aufgerufen am 03.07.2008.

STEFFAN-DEWENTER, I. & TSCHARNTKE, T. (1999): Effects of habitat isolation on pollinator communities and seed set. *Oecologia* 121: 432-440.

STEINGER, T.; KÖRNER, C. & SCHMID, B. (1996): Long-term persistence in a changing climate: DNA analysis suggests very old ages of clones of alpine *Carex curvula*. *Oecologia* 105: 94-99.

STÖCKLIN, J.; MEIER, V. G. & RYF, M. (1999): Populationsgrösse und Gefährdung von Magerwiesen-Pflanzen im Nordwestschweizer Jura. *Bauhinia* 13: 61-68.

STOCKWELL, C. A.; ANDREW, P.; HENDRY, A. P. & KINNISON, M. T. (2003): Contemporary evolution meets conservation biology. *TREE* 18: 94-101.

TAUSCH, S.; LEIPOLD, M.; REISCH, C. & POSSCHLOD, P. (2015): Genbank Bayern Arche – ein Beitrag zum dauerhaften Schutz gefährdeter Pflanzenarten in Bayern. *ANLiegen Natur* 37 (1): 82-91.

WALTER-HELLWIG, K. & FRANKL, R. (2000): Foraging habitats and foraging distances of bumblebees, *Bombus* spp. (Hym., Apidae), in an agricultural landscape. *Journal of Applied Entomology* 124: 299-306.

WANG, B. & QIU, Y .L. (2006): Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza* 16: 299.

WILLI, Y.; VAN KLEUNEN M.; DIETRICH S. & FISCHER, M. (2007): Genetic rescue persists beyond first-generation outbreeding in small populations of a rare plant. *Proceedings of the Royal Society B-Biological Sciences* 274: 2357-2364.

WYSE JACKSON, P. & KENNEDY, K. (2009): The Global Strategy for Plant Conservation: a challenge and opportunity for the international community. *Trends in Plant Science* 14: 578-580.

YOKOGAWA, M.; KANEKO, S.; TAKAHASHI, Y. & ISAGI, Y. (2013): Genetic consequences of rapid population decline and restoration of the critically endangered herb *Polemonium kiushianum*. *Biological Conservation* 157: 401-408.

ZHIMING, Z. (1993): Ex situ Conservation of Wild Plants in Beijing Botanical Garden, China. *BG-CNEWS* <http://www.bgci.org/resources/article/0083/>. Aufgerufen am 03.07.2015.



Abb. 5 Erhaltungskultur der Pfeingst-Nelke (*Dianthus gratianopolitanus*) im Botanischen Garten der Universität Potsdam – eine Art für deren Erhaltung Deutschland international eine besondere Verantwortung hat – Aufnahme MICHAEL BURKART.

ALLGEMEINE QUALITÄTSSTANDARDS FÜR ERHALTUNGSKULTUREN GEFÄHRDETER WILDPFLANZEN

Anlage 1 - Kulturprotokoll

Artname		Halter bzw. Institution		IPEN bzw. Akzessionsnummer	
Bearbeiter				Bearbeitungsdatum:	
Fundortbeschreibung Wildherkunft		Zugangsdatum	Sammler	Koordinaten	
Angaben zur Kultur		Anzahl	Erläuterungen		
Individuen/Rameten			gesamte Anzahl der Individuen/Rameten		
Mutterpflanzen			Angabe nur wenn nach Mutterpflanzen getrennt kultiviert		
blühende Individuen/Rameten			Anzahl oder % der blühenden Individuen/Rameten		
Samenansatz			0=keiner, 1=gering, 2=ca. 25%, 3=ca. 50%, 4=ca. 75%, 5=ca. 100%		
Angaben zur Kulturform		ja/nein	Erläuterungen		
Beetkultur			nur eine Art/Akzession in einem Beet		
Biotopkultur			naturnahe Kultivierung mit anderen, lebensraumtypischen Arten		
Topfkultur			Individuen einzeln in Töpfen, Multitopfplatten etc.		
Erneuerung der Kultur			Wenn ja, Saatgut aus der Kultur <input type="checkbox"/> oder neue Wildbesammlung <input type="checkbox"/> ?		
Größe Beetfläche (m x m)			nur bei Beet- und Biotopkultur auszufüllen		
Anmerkungen		Foto der Kultur			
Schädlingsbefall					
morphologische Abweichungen					
Hinweise zu Kultur					
Sonstiges					
Wiederansiedlungs- bzw. Populationsstützungsmaßnahmen					
Datum	Bearbeiter		Anzahl ausgebrachter Individuen / Samen / Sporen		
Ortsbeschreibung & Koordinaten					