Kieler Notizen zur Pflanzenkunde (Kiel. Not. Pflanzenkd.) 44: 56–74 (2019)

Prunus serotina Ehrh. in Schleswig-Holstein: Toleranz gegenüber salzhaltigen Aerosolen und genetische Variabilität

– Stefanie Jung, Jens Föller und Volker Wissemann –

Zusammenfassung

Die Spätblühende Traubenkirsche, *Prunus serotina* EHRH. stammt ursprünglich aus Nordamerika, bildet aber an der Deutschen Nordseeküste und auf den naheliegenden Inseln mittlerweile große Dominanzbestände aus. Ein Grund für die starke Ausbreitung könnte sein, dass *P. serotina* vergleichsweise salztolerant ist, was ihr einen Standortvorteil in küstennahen Gebieten bringen würde. Um zu testen ob die Art von salzhaltigen Aerosolen im Wachstum, Entwicklung und der Photosyntheseleistung beeinträchtigt wird, wurden drei Gruppen von Pflanzen in unterschiedlichen Entwicklungsstadien für sechs, bzw. zwei Wochen mit unterschiedlich stark konzentrierten Lösungen aus künstlichem Meerwasser besprüht. Zusätzlich wurde die genetische Diversität untersucht. Dazu wurde DNA aus Proben von insgesamt acht Standorten in Norddeutschland, vier davon auf der Insel Amrum, extrahiert und mittels ISSR-PCR untersucht. *P. serotina* wurde von niedrigem (5,12 %) Salzgehalt weder im Wachstum, noch in der Photosyntheseleistung beeinträchtigt. Hoher Salzgehalt (28 %) dagegen hat einen stark negativen Einfluss auf die Pflanzen. Wachstum, Photosyntheseleistung und Entwicklung waren stark eingeschränkt. Die genetischen Analysen deuten darauf hin, dass die Populationen von *P. serotina* sehr divers sind. Der Grund dafür ist wahrscheinlich die mehrmalige Einführung der Spätblühenden Traubenkirsche und die damit einhergehende Einbringung neuer Genotypen. Ob *P. serotina* durch die Toleranz gegenüber mäßig niedriger Salzgehalte einen Standortvorteil in Küstennähe hat bleibt fraglich, da auch andere Arten gut mit niedrigen Salzgehalten umgehen können. Salztoleranz spielt vermutlich bei der Ausbreitungstendenz von *P. serotina* eine nur untergeordnete Rolle im Vergleich mit Faktoren wie Ausläuferbildung, Samenansatz und Blühdauer.

Abstract: Salt tolerance and genetic variability of *Prunus serotina* Ehrh.

The black cherry, *Prunus serotina*, is native to Northern America and meanwhile forms huge populations at the German Coast and the associated islands. In this study we tested whether *P. serotina* is salt tolerant, this should be a local advantage at regions near coasts. Therefore three groups of plants in different developmental stages were treated with synthetic seawater for six and two weeks respectively. Growth, photosynthetic activity and development were studied. In addition, the genetic diversity was investigated. For this purpose DNA from samples of a total of eight locations in northern Germany, four of them on the island Amrum, were extracted and analyzed by ISSR-PCR. *P. serotina* was neither in growth nor photosynthetic activity affected to a large extent by low salt concentration. In contrast high salinity had a strong negative impact on the plants. The genetic studies showed that populations of *P. serotina* are highly diverse. The reasons for this are probably repeated introductions of black

cherry and thus the consequent introduction of new genotypes. It remains questionable whether *P. serotina* has a local advantage at regions near coasts by the tolerance to low salinity, since other types can handle low salinities as well. In general salt tolerance in *P. serotina* seems to play a minor part in the invasion biology of this species compared to other mechanisms such as seed and flower production or sucker formation.

1 Einleitung

Invasive Arten sind eine der größten Bedrohungen für die biologische Vielfalt auf der Erde (Convention on Biological Diversity 2002). Die Spätblühende Traubenkirsche, *Prunus serotina*, ist eine solche invasive Art. Aus Nordamerika stammend (Closset-Kopp et al. 2007), hat sie inzwischen Mitteleuropa, Südamerika, Südafrika und Teile Südostasiens erreicht (Hogan 2011). Auch an der deutschen Küste, insbesondere auf den ostfriesischen Inseln, wurde in den letzten Jahren eine Vermehrung festgestellt (Hahn 2006). Nachdem sie im 17. Jahrhundert zu Zierzwecken nahe Paris in Europa eingeführt wurde (Poyet et al. 2014), konnte sie 1685 erstmals sicher in Deutschland nachgewiesen werden (Kowarik & Boye 2003). Erste Berichte über die Invasivität stammen aus dem Jahr 1963 von J. Bakker (Starfinger et al. 2003). Heute gilt die Spätblühende Traubenkirsche als invasiver, sich leicht ausbreitender Neophyt (Kowarik & Boye 2003). Die Gründe für den ökologischen Erfolg dieser Art sind vermutlich zahlreich. Zum einen weist *P. serotina* flexible Keim- und Wuchsbedingungen auf, besitzt eine hohe Stresstoleranz und eine hohe vegetative Regenerationsfähigkeit (Kowarik & Boye 2003).

Ein abiotischer Faktor, welcher die Verbreitung von Pflanzen in Schleswig-Holstein beeinträchtigt, ist die Salinität des Bodens oder der Luft. Diese kann das Wachstum oder die Entwicklung von Pflanzen beeinträchtigen (Taiz & Zeiger 2007). Insbesondere in Küstenregionen kann der unterschiedliche Gehalt von Salzen in der Luft oder im Boden ein entscheidender Faktor für die Verbreitung sein, da Pflanzen nur so nahe am Meer wachsen können, wie sie auch den Salzgehalt tolerieren können (Barbour & Jong 1977). Geraten Pflanzen in Salzstress kann dies zu gestörter Entwicklung, geringerem Biomasseaufbau und schließlich zum Absterben der Pflanzen führen. (Kozlowski 1997; Parida & Das 2005; Erturk et al. 2007; Munns & Tester 2008).

Anpassungen an veränderte abiotischen Faktoren und Umweltbedingungen können die Ergebnisse von genetischen Veränderungen sein. Bedenkt man, dass neu eingeführte Arten von ihrem Ursprungsgebiet getrennt wurden, leuchtet es ein, dass der Genpool für Rekombinationen sehr klein ist. Dieser Gründereffekt wird auch als genetischer Flaschenhals bezeichnet (Kadereit 2014). Ob diese Flaschenhalseffekte eine schnelle Anpassung der Pflanzen an die neue Umwelt fördern oder eher behindern ist eine große Streitfrage (Prentis et al. 2008). Die meisten eingeführten Arten zeigen einen Verlust an genetischer Variabilität, da in der Regel nur wenige Indivi-

duen eingeführt werden (Pairon et al. 2010). *P. serotina* wurde mehrere Male aus forst- und gartenbauwirtschaftlichen Erwägungen heraus absichtlich nach Europa eingeführt (Pairon et al. 2010). Hierdurch wurden wahrscheinlich auch verschiedene Genotypen nach Europa gebracht und ein Flaschenhalseffekt möglicherweise umgangen. Generell sind Neophyten, die mehrmals absichtlich eingeführt wurden genetisch diverser als diejenigen, die unabsichtlich an neue Standorte gelangt sind (Pappert et al. 2000). Deswegen ist zu erwarten, dass *P. serotina* in Europa eine hohe genetische Variabilität aufweist.

In dieser Arbeit soll mittels eines Gewächshausexperiments der Frage nachgegangen werden, ob salzhaltige Aerosole *P. serotina* in deren Wachstum, Entwicklung und Photosyntheseleistung beeinflussen. Zusätzlich wird die genetische Variabilität von acht *P. serotina* Populationen in Schleswig-Holstein untersucht, um zu sehen, wie hoch die genetische Diversität im Küstenbereich ist, die die Basis für zukünftige Evolution von *P. serotina* unter Selektionsbedingungen wie z. B. Salzstress ist.

2 Material und Methoden

Wachstum, Photosyntheseleistung und Entwicklung

Die für dieses Experiment genutzten Pflanzen wurden als einjährige Sämlinge bei der Firma Erwin Vogt Forstbaumschulen GmbH (Pinneberg) eingekauft und im Freiland aufgezogen. Anfang Februar 2015 wurden die Pflanzen auf eine Höhe von etwa 30 cm gestutzt und im Gewächshaus in Wannen platziert (Abb. 1). Für die Keimlingsversuche wurde Saatgut auf Amrum gesammelt und im Gewächshaus ausgesät. Temperatur, Lichteinfall und Luftfeuchte wurden konstant gehalten und waren für alle Versuchsvarianten gleich. Gegossen wurden die Pflanzen nach Bedarf.

Insgesamt wurde das Experiment mit 225 Pflanzen durchgeführt. Diese wurden in drei Gruppen mit je 75 Pflanzen unterteilt: Pflanzen ohne Laubblätter (im Folgenden J(-) genannt), Pflanzen mit vollständig entwickelten Laubblättern (im Folgenden J(+) genannt) und Keimlingen (im Folgenden K genannt) mit zwei vollständig entwickelten Keimblättern. Es wurden jeweils 25 Pflanzen einer Gruppe zusammen platziert und der gleichen Salzkonzentration ausgesetzt. Dazu wurde 6 Wochen lang, täglich 1000 ml synthetische, wässrige Salzlösung von oben mit einem Abstand von etwa 10 cm auf die Pflanzen mit Sprühflaschen (Bugsi, Mesto, Ernst Stockburger GmbH, Freiberg a.N.) versprüht. Die eingesetzten Salzmengen wurden der Publikation von Barbour et al. (1978) entnommen. In dieser wird eine durchschnittliche NaCl-Deposition von 12,8 mg/dm² in Point Reyes, Kaliforniern und eine maximale Deposition von 70 mg/dm² angegeben. Diese Werte wurden auf die Einheit g/l umgerechnet und in Relation zu synthetischen Meerwasser nach DIN

EN ISO 10253 gesetzt. Es ergibt sich eine niedrige Salzdisposition von 5,12 % und eine hohe Salzdeposition von 28 %.

Nach 6 Wochen wurden an den Blättern der Versuchspflanzen mit Hilfe des Junior-PAMs (Walz, Effeltrich, Deutschland) die Photosyntheseleistung untersucht. Das Gerät stimuliert die Photosynthese indem es Licht in bestimmten Wellenlängen auf die Blätter projektiert. Wird ein Chlorophyllmolekül angeregt, kann diese Energie in drei verschiedene Energien umgewandelt werden: 1. Energie, welche im Photosystem II photochemisch umgesetzt wird (Y II), 2. passiver Energieverlust als Wärme und Fluoreszenz (Y NO) und 3. Wärme, die zum Schutz abgegeben wird (beabsichtigte Energieverlust des Photosystems II) (Y NPQ) (Klughammer und Schreiber 2008). Ein weiterer Indikator für die Photosyntheseleistung ist die Elektronentransportrate (ETR) pro einfallender Lichtenergie und Fläche. Diese Werte wurden mit dem Junior-PAM gemessen. Zusätzlich zu den gemessenen Daten wurde die Photoinhibition mit der Formel nach Dodd et al. (1998) und die photosynthetische Effektivität mit Hilfe der Formel von Schulte et al. (2003) ermittelt. Diese fünf Kenngrößen wurden als Indikatoren für die Photosyntheseleistung genutzt.

Zur Untersuchung des Wachstums und der Entwicklung wurden das Frischgewicht der Organe (Blatt, Spross und Wurzel) der einzelnen Pflanzen (J(-) und J(+)) ermittelt.

Nach zwei Wochen war ein Großteil der Keimlinge, die mit der hoch konzentrierten Salzwasserlösung behandelt wurden, abgestorben, sodass der Versuch vorzeitig beendet wurde. Für die Keimlinge wurde die Gesamtbiomasse bestimmt.

Genetische Variabilität

Das Pflanzenmaterial wurde in den Jahren 2012 und 2013 an 8 verschiedenen Standorten in Norddeutschland (Abb. 1), vier davon auf der Nordseeinsel Amrum, gesammelt und anschließend getrocknet.

Die DNA-Extraktion erfolgte aus Blattmaterial nach dem Standartprotokoll des DNeasy Plant Mini Kit von Qiagen (Hilden, Deutschland).

Die in dieser Studie verwendeten Inter-Simple Sequence Repeat (ISSR) Marker sind gut geeignet, um genetische Variabilität von Organismen zu untersuchen (Wang et al. 2012; Shafiei-Astani et al. 2015). Regionen der DNA, die von sich wiederholenden, kurzen Sequenzen begrenzt sind, werden dabei vervielfältigt (Ng und Tan 2015). Durch die Verwendung von verschiedenen Primer, ergeben sich individuelle genetische Muster. Diese können dann gegenüber gestellt und damit Ähnlichkeiten oder Unähnlichkeiten von Individuen oder Populationen detektiert werden.

Tabelle 1: Orte und Daten der gesammelten Proben von *P. serotina*.

Nr.	Standorte	Anzahl Individuen	Sammeldatum	UTM Koordinaten	
				N	O
1	Bad Fallingbostel	14	07.10.2013	549131	5857931
2	Süderstapel	15	09.10.2013	514270	6022854
3	Amrum Süddorf	15	09.08.2013	458426	6055158
4	Sankt Peter-Ording	10	11.10.2013	477068	6017081
5	Amrum Lunstruat	15	08.10.2013	456996	6058441
6	Amrum Kniepsand	15	08.10.2013	460482	6053232
7	Amrum Inselstraße	15	08.10.2013	459701	6053712
8	Schafstedt	10	11.10.2012	519629	5993311



Abb. 1: links : Karte von Norddeutschland mit den Sammelorten Amrum, St. Peter-Ording, Süderstapel, Bad Fallingbostel und Schafstedt. Rechts: Karte der vier Sammelorte (Lunstruat, Süddorf, Inselstraße und Kniepsand) auf der Insel Amrum.

Die PCR wurde insgesamt mit 3 verschiedenen Primern (ISSR 4, ISSR 35 und M8, Firma metabion international AG, Planegg/Steinkirchen) nach Standardprotokoll durchgeführt. Anschließend wurden die PCR Produkte mittels einer Agarose-Gelelektrophorese aufgetrennt.

Statistische Auswertung

Die Auswertung der Daten von Wachstum, Photosyntheseleistung und Entwicklung erfolgte zunächst mit dem Programm Microsoft Office Excel 2007 (Microsoft Corporation, Redmond, USA). Mit Hilfe des Statistik-Programms SigmaPlot 12.0 (Systat Software, Inc., San Jose CA) wurden die Daten des Wachstums, der Entwicklung und der Photosyntheseleistung mittels einer Kruskal-Wallis einfaktorielle ANOVA (Analysis of variance) auf Signifikanz untersucht. Für nicht normal verteilte Datensätze wurde eine einfaktorielle ANOVA on Ranks gewählt. Wachstums- und Entwicklungsdaten wurden mit dem Post-hoc-Test nach Tukey analysiert. Die Daten der Photosyntheseleistung waren breiter gestreut und somit besser für den konservativen Post-Hoc-Test nach Student-Newman-Keul geeignet. Mit demselben Programm wurden anschließend Korrelationsanalysen nach Spearman durchgeführt, um Zusammenhänge zu erkennen. Abschließend wurde durch eine Zweifaktorielle ANOVA geprüft, ob beide Faktoren, Salzkonzentration und Entwicklungsstadium, zusammen einen Einfluss auf J(-) und J(+) haben. Die Keimlinge wurden nicht mit eingerechnet, da hier das gesamte Gewicht gemessen wurde und nicht die einzelnen Organe.

Anhand der Agarose-Gele wurde mit dem Programm Microsoft Office Excel 2007 eine 0/1-Matrix (0 = abwesend, 1 = anwesend) erstellt. Mit der Software GenAlex 6.5 (Peakall und Smouse) wurden anschließend eine AMOVA (Analyses of molecular Variance), eine Hauptkoordinatenanalyse (PCoA = Principal coordinates analysis) und ein Mantel-Test durchgeführt. Die AMOVA errechnet aus der 0/1-Matrix, wie groß der Anteil der molekularen Varianz ist, welcher sich innerhalb einer Population bzw. zwischen den Populationen befindet. Die Hauptkoordinatenanalyse ist eine graphische Darstellung der genetischen Distanz der einzelnen Individuen zueinander und der Manteltest prüft, ob es eine Korrelation zwischen der genetischen und der geographischen Distanz der Individuen gibt.

3 Ergebnisse

Wachstum J(-)

Nach der Ernte und dem Abwiegen der einzelnen Organe zeigt sich, dass insbesondere die Blätter und der Sprosszuwachs betroffen sind. Die Gewichte beider Organe der J(-) 28 %-Pflanzen (Blatt Ø 0,39 g SE 2,35, Sprosszuwachs Ø 0,00 g SE 2,14) grenzen sich signifikant von den 0 %-Pflanzen (Blatt Ø 2,94 g SE 1,81, Sprosszuwachs Ø 0,49 g SE 0,34) und den 5,12 %-Pflanzen (Blatt Ø 2,70 g SE 1,26, Sprosszuwachs Ø 0,54 g SE 0,37) ab. Letztere unterscheiden sich nicht signifikant. Die Frischgewichte des Sprosses und der Wurzel weisen keinerlei signifikante Unterschiede auf.

Die Korrelation der Frischgewichte der Pflanzenorgane mit der Konzentration der jeweils verwendeten Meerwasserlösung nach Spearman, ergibt für die Blätter ($P < 0{,}001$, $r = -0{,}7$) und den Sprosszuwachs ($P < 0{,}001$, $r = -0{,}2$) eine signifikant negative Korrelation.



Abb. 2: Exemplarische Pflanzen und Blätter der J(-) nach sechs Wochen Behandlung.

Wachstum J(+)

Die Gewichte der Blätter der 0 %-Pflanzen (Ø 8,20 g SE 2,23) und der 5,12 %-Pflanzen (Ø 7,11 SE 1,94) unterscheiden sich beide signifikant von denen der 28 %-Pflanzen (Ø 4,17 g SE 2,11), jedoch nicht untereinander. Die Gewichte der Wurzeln zeigen das gleiche Bild wie die Blätter, die 28 %-Pflanzen (Ø 10,71 g SE 3,18) unterscheiden sich signifikant von den anderen beiden Varianten. Die 0 %-Pflanzen (Ø 13,44 g SE 3,40) und die 5,12 %-Pflanzen (Ø 14,55 g SE 3,52) unterscheiden sich nicht. Für die Gewichte der Sprosse konnte ein signifikanter Unterschied zwischen den Kontrollpflanzen (Ø 8,24 g SE 2,11) und den 28 %-Pflanzen (Ø 6,30 g SE 2,86) aufgedeckt werden, für die restlichen Kombinationen jedoch keine.



Abb. 3: Exemplarische Blätter der J(+) nach sechs Wochen Behandlung.

Die Korrelation nach Spearman ergibt für alle Organe (Blatt r = -0,6, Spross r = -0,3 und Wurzel r = -0,3: P < 0,001) einen negativen Zusammenhang gegenüber der eingesetzten synthetischen Meerwasserlösung. Die Gewichte der Organe korrelieren jeweils positiv untereinander.

Entwicklung

Bereits nach 3 Tagen des Besprühens waren zwei Keimlinge, welche mit 28 % Meerwasserlösung behandelt wurden, abgestorben. Bei dieser Behandlung stieg die Anzahl der abgestorbenen und beschädigten Keimlinge stetig an. Neue Blätter wurden nicht gebildet. Am Tag der Ernte waren 23 Setzlinge von 25 abgestorben, die restlichen zwei wiesen erhebliche Schäden auf. Die Gruppe von Pflanzen, welche mit 5,12 % Meerwasserlösung besprüht wurde, wies nach sechs Tagen die ersten Schäden auf. Am Ende der Behandlung waren drei Pflanzen abgestorben und 21 wiesen eindeutige Salzschädigungen auf. Zuletzt waren deutliche morphologische Unterschiede zwischen den Pflanzen der drei verschiedenen Behandlungen erkennbar (Abb. 5). Alle einzelnen Gruppen unterscheiden sich signifikant voneinander.



Abb. 4: Geerntete Setzlinge nach zwei Wochen Behandlung mit Meerwasserlösung.

Die im Folgenden durchgeführte Korrelation nach Spearman zeigt, dass ein negativer Zusammenhang zwischen der Biomasse und der eingesetzten Meerwasserkonzentration besteht (P < 0,001, r = -0,8).

Tabelle 2 fasst die Ergebnisse von Wachstum und Entwicklung aller Pflanzen zusammen und zeigt die Mittelwerte der Gewichte in Gramm mit deren Standardfehler.

Die Zweifaktorielle ANOVA zeigt, dass die Effekte der Salzkonzentration auf die Gewichte von Blatt und Spross (P > 0,001) unabhängig vom Entwicklungsstadium der J(-) und J(+) war. Einen signifikanten Zusammenhang konnte für das Gewicht der Wurzel (P < 0,01) festgestellt werden.

Tabelle 2: Mittelwerte der Gewichte mit deren Standardfehler in [g] der einzelnen Organe der J(-), J(+) und K. Werte, welche sich signifikant von den jeweiligen 0 %-Pflanzen abgrenzen, sind dunkelgrau hinterlegt.

Behandlung		Wurzel	Spross	Sprosszuwachs	Blatt
J (-)	0%	6,77 SE 2,5	6,69 SE 2,4	0,59 SE 0,34	3,64 SE 1,8
	5,12%	6,31 SE 1,6	5,27 SE 1,7	0,62 SE 0,37	2,80 SE 1,3
	28%	5,86 SE 2,1	5,70 SE 2,0	0,1 SE 2,1	0,96 SE 2,4
J (+)	0%	13,44 SE 3,4	8,75 SE 2,1	-	8,20 SE 2,2
	5,12%	14,55 SE 3,5	8,43 SE 2,8	-	7,11 SE 1,9
	28%	10,71 SE 3,1	6,71 SE 2,9	-	4,17 SE 2,1
K	0%		0,73 SE 0,3		
	5,12%		0,50 SE 0,2		
	28%		0,21 SE 0,1		

Photosyntheseleistung J(-)

Die Mittelwerte der durch die Messungen mit dem Junior Pam erbrachten Daten sind Tabelle 3 zu entnehmen. Die Werte der 0 %-Pflanzen und der 5,12 %-Pflanzen liegen bei allen Werten relativ eng zusammen, während die Werte der 28 %-Pflanzen deutlich anders verteilt sind. Die Energie, welche die Pflanzen photochemisch nutzen können (Y II), nimmt ab während die Energie, welche verloren geht (Y NO) zunimmt. Die errechnete Photoinhibition ist bei den 28 %-Pflanzen mit 39 % am größten, die Elektronentransportrate mit 29,95 µmol Elektronen/m^2 s am niedrigsten. In den Werten der errechneten Photoinhibition unterscheiden sich alle Werte signifikant voneinander. Die gemessenen Elektronentransportraten wurden in Abhängigkeit zur einfallenden Lichtenergie und Blattoberfläche in einer Regressionskurve aufgetragen (Abb. 5). Diese zeigt, dass die Kurven der 0 %-Pflanzen und der 5,12 %-Pflanzen sich sehr ähnlich sehen. Die Kurve B (5,12 %-Pflanzen) erreicht etwas später, bei circa 1200 µmol Quanten/m^2 s PAR, den Bereich der Sättigung als Kurve A (Kontrollpflanzen, circa 1000 µmol Quanten/m^2 s PAR). Die Kurve der 28 %-Pflanzen (Kurve C) verläuft dagegen deutlich flacher. Sie kommt bis zu den gemessenen 1500 µmol Quanten/m^2 s PAR nicht in die Sättigung.

Tabelle 3: Mittelwerte/Median und Standardabweichung der mit dem Junior Pam ermittelten Daten der J(-). Für die Daten der Y (NO), Y (NPQ) und der Photoinhibition ist der Median angegeben, da die Daten nicht nach Shapiro-Wilk normalverteilt sind. Grau hinterlegte Werte grenzen sich signifikant von den 0 %-Pflanzen ab.

		Y(II)	Y(NO)	Y(NPQ)	ETR	Photoinhibition [%]
Mittelwert /Median	0 %	0,52 SD 0,03	0,27 SD 0,04	0,20 SD 0,05	41,19 SD 2,81	18,66 SD 4,52
Mittelwert /Median	5,12 %	0,54 SD 0,06	0,26 SD 0,02	0,19 SD 0,07	42,79 SD 4,41	11,36 SD 6,10
Mittelwert /Median	28 %	0,38 SD 0,15	0,35 SD 0,14	0,19 SD 0,19	29,95 SD 12,18	33,16 SD 21,15

Tabelle 4: Mittelwerte/Median und Standardabweichung der mit dem Junior Pam ermittelten Daten der J(+). Für die Daten der Y (NO), Y (NPQ) und der Photoinhibition ist der Median angegeben, da die Daten nicht nach Shapiro-Wilk normalverteilt sind. Grau hinterlegte Werte grenzen sich signifikant von den 0 %-Pflanzen ab.

		Y (II)	Y (NO)	Y (NPQ)	ETR	Photoinhibition [%]
Mittelwert /Median	0 %	0,28 SD 0,06	0,22 SD 0,03	0,50 SD 0,06	22,70 SD 4,44	12,22 SD 5,42
Mittelwert /Median	5,12 %	0,30 SD 0,05	0,26 SD 0,06	0,42 SD 0,06	23,98 SD 4,18	19,12 SD 6,58
Mittelwert /Median	28 %	0,22 SD 0,09	0,38 SD 0,21	0,37 SD 0,13	17,83 SD 7,18	27,12 SD 19,48

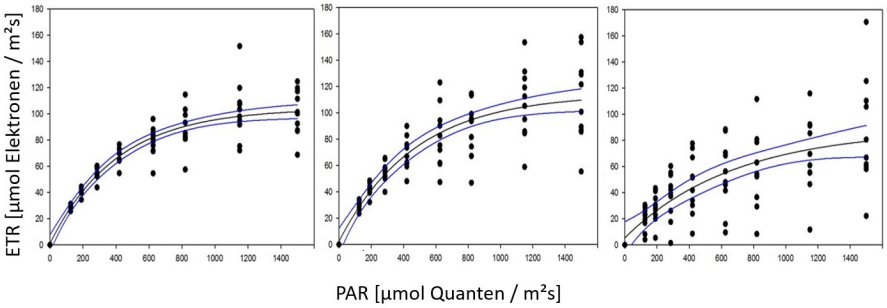


Abb. 5: Regressionskurve durch die gemessenen ETR und PAR Werte der Lichtkurve der J(-). Von links nach rechts: Regressionskurve der Werte der 0 %-Pflanzen R ²= 0,89, Regressionskurve der Werte der 5,12 %-Pflanzen, $R^2 = 0,79$ und Regressionskurve der 28 %-Pflanzen, $R^2 = 0,51$.

Photosyntheseleistung J(+)

Die ermittelten Energiewerte der J(+) sind in Tabelle 4 zusammen gefasst. Der Wert der umgesetzten Energie (Y II) der 28 %-Pflanzen ist mit 0,22 am geringsten und unterscheidet sich signifikant von den 5,12 %-Pflanzen. Gleichzeitig ist der Energieverlust (Y NO) der 28 %-Pflanzen am höchsten. Die 28 %-Pflanzen haben auch hier die geringste Elektronentransportrate und die größte Photoinhibition.

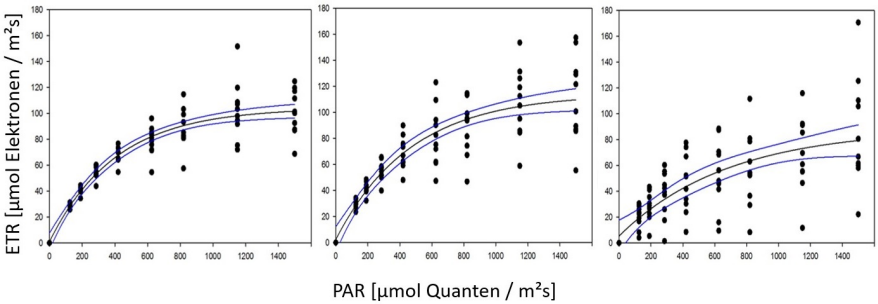


Abb. 6: Regressionskurve durch die gemessenen ETR und PAR Werte der Lichtkurve von J(+). Von links nach rechts: Regressionskurve der Werte der 0 %-Pflanzen, $R^2 = 0,67$, Regressionskurve der Werte der 5,12 %-Pflanzen, $R^20 = 0,74$ und Regressionskurve der Werte der 28 %-Pflanzen, $R^2 = 0,67$.

Die Regressionskurven der ETR in Abhängigkeit zur einfallenden Lichtenergie und Blattoberfläche (Abb. 6), zeigen, dass die J(+) insgesamt eine geringere Elektronen-transportrate haben als die J(-). Die beiden Regressionskurven der 0 %-Pflanzen

und der 5,12 %-Pflanzen zeigen keine deutlichen Unterscheide. Kurve A (0%-Pflanzen) befindet sich ab etwa 600 µmol Quanten/m2 s PAR in der Sättigung, Kurve B (5,12 %-Pflanzen) bei etwa 800 µmol Quanten/m2 s PAR. Die Kurve der 28 %-Pflanzen verläuft dagegen sichtbar flacher und kommt nicht in die Sättigung.

Die Zweifaktorielle ANOVA zeigt, dass die Effekte der Salzkonzentration weder der Energiewerte (Y II, NO und NPQ, P> 0,05) noch auf die ETR oder Photoinhibition (P > 0,05) abhängig vom Entwicklungsstadium der J(-) und J(+) sind.

Genetische Variabilität

Insgesamt konnte mit den drei verwendeten Primer 17 genetische Merkmale detektiert und miteinander vergleichen werden.

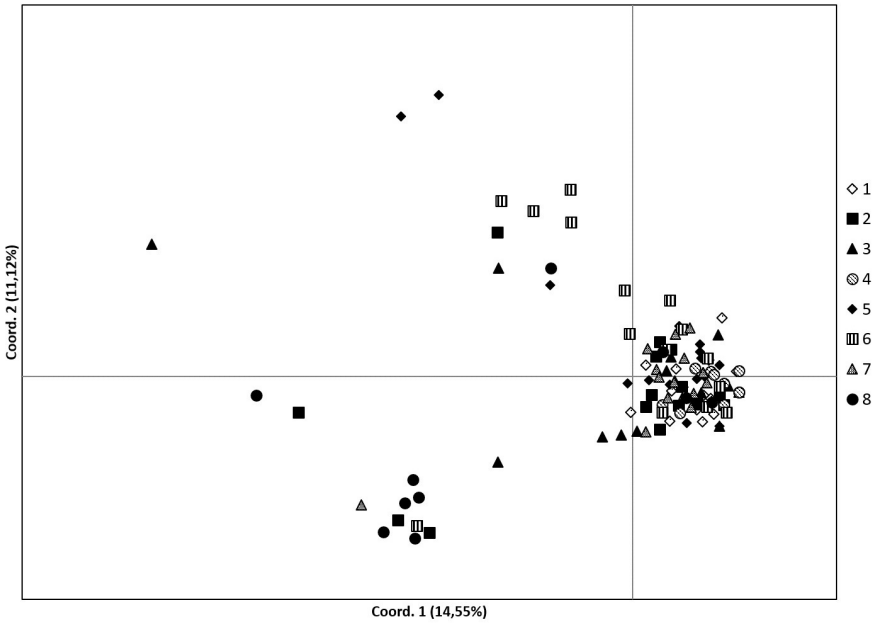


Abb. 7: Hauptkoordinatenanalyse aller 8 Standorte. 1 = Bad Fallingbostel, 2 = Süderstapel, 3 = Amrum Süddorf, 4 = St. Peter-Ording, 5 = Amrum Lunstruat, 6 = Amrum Kniepsand, 7 = Amrum Inselstraßen, 8 = Schafstedt.

Die Analyse der molekularen Varianz (AMOVA) zeigt eine signifikante (P = 0,001) Varianz der Proben von 0,123 (F_{ST}). Dabei liegen der Anteil der Varianz innerhalb der Populationen bei 88 % und der Anteil der Variation zwischen den Populationen bei 12 %. Der Manteltest zeigt eine leicht positive Korrelation (r = 0,052) zwischen der geographischen und der genetischen Entfernung der Proben von *P. serotina*, was bedeutet, dass die Genotypen umso unähnlicher sind, je weiter sie geogra-

phisch voneinander entfernt liegen. Diese ist allerdings mit einem P-Wert von 0,19 nicht signifikant. Die Darstellung der ersten beiden Hauptkoordinaten (Abb. 7), welche insgesamt 25,7 % der genetischen Variation erklären, zeigt eine große Punktewolke und 23 Individuen, welche nicht in der Punktewolke liegen. Somit sind auch in dieser Analyse keine klar abgegrenzten Populationen erkennbar. Auch die Ausreißer gruppieren sich nicht zusammen. Es ist keine eindeutige genetische Differenzierung zwischen den Populationen erkennbar.

4 Diskussion

Einfluss von Salzstress auf das Wachstum von P. serotina

Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen, dass *P. serotina* in ihrem Wachstum durch hohe Salzkonzentrationen in der Luft negativ beeinflusst wird. Niedrigere Salzkonzentrationen dagegen, beeinflussen das Wachstum der Pflanze nur gering.

Nach Beendigung des Experiments wiesen sowohl die 28 %-Pflanzen als auch die 5,12 %-Pflanzen in beiden Gruppen Schäden wie Chlorosen, Nekrosen und aufgerollte Blätter auf. Dies sind laut Bergmann (1993) typische Schäden, die durch Salz verursacht werden. Da bereits jene Pflanzen von der Behandlung mit Salzwasser beeinflusst wurden, welche noch keine Blätter besaßen, kann davon ausgegangen werden, dass Salzionen sowohl über Blätter aber auch über Knospen, Rinde oder Wurzel aufgenommen werden können (Bergmann 1993). Rein optisch unterschieden sich die 5,12 %-Pflanzen durch Nekrose und die aufgerollten Blätter deutlich von den 0 %-Pflanzen, was jedoch durch die Gewichte der Pflanzenorgane nicht bestätigt werden konnte. Die 28 %-Pflanzen wiesen dagegen sowohl optische als auch statistisch signifikante Unterschiede zu den Kontrollpflanzen auf. Zahlreichen anderen Studien, zeigen ebenfalls, dass Salzstress das Wachstum und den Aufbau von Biomasse hemmt (Kozlowski 1997; Parida & Das 2005; Erturk et al. 2007; Munns & Tester 2008). Bekannt ist, dass Pflanzen ihre Stomata schließen, sobald sich zu viel Salz im Boden ansammelt, um nicht über den Transpirationsstrom noch mehr Salz aufzunehmen (Loreto 2000). Dadurch kann auch kein Wasser und kein CO_2 mehr aufgenommen werden. Beide Stoffe sind essentiell für die Pflanze und werden zur Energiegewinnung und zum Aufbau von Zucker im Calvinzyklus gebraucht (Kadereit 2014). Darüber hinaus zeigen Studien, dass Salzstress den Gehalt und die Carboxylierung von RUBISCO inhibiert (Koyro et al. 2013; Solomon et al. 1994; Nishiyama et al. 2006). RUBISCO ist das Enzym, welches unter anderem die Carboxylierung des Ribulose-1,5-bisphosphat im Calvinzyklus katalysiert. Beide Mechanismen, das Schließen der Stomata und die Inhibition von RUBISCO führen zu einem verringerten Stoffwechsel und zu einem verminderten Aufbau von Biomasse (Kadereit 2014).

Einfluss von Salzstress auf die Entwicklung von P. serotina

Für die J(-) und J(+) konnte gezeigt werden, dass der Stress, welcher durch die salzhaltigen Aerosole verursacht wurde, unabhängig vom jeweiligen Entwicklungsstadium war. Das Vorhandensein von Blättern zu Beginn der Behandlung änderte die Auswirkungen des Salzstresses weder auf das Wachstum, noch auf die Phhotosyntheseleistung. Für das Gewicht der Wurzel war das Gegenteil der Fall. Die Wurzel der J(+) wurden stärker geschädigt, als die der anderen Gruppe. Dies ist ein Hinweis dafür, dass die Wurzel von Pflanzen, welche voll entwickelte Laubblätter haben, empfindlicher gegenüber Salzstress ist als die Wurzel von Pflanzen ohne Laubblätter. Die Ursache hierfür ist unbekannt und kann in anderen Studien ermittelt werden.

Die Keimlinge dagegen zeigen deutlichere Schäden als die anderen beiden Gruppen. Sie wurden schon von der geringen Salzkonzentration erheblich, teilweise bis zum völligen Absterben, geschädigt. Die Blattbildung der Keimlinge war bereits bei den 5,12 %-Pflanzen verringert und bei den 28 %-Pflanzen völlig gestoppt. Generell sind holzige Pflanzen in jungen Stadien anfälliger für Salz als in älteren Stadien (Kozlowski 1997). Dennoch wurden auf Nordfriesischen Inseln *P. serotina* Keimlinge in hoher Zahl entdeckt (Natter 2013). Die meisten Keimlinge wurden allerdings in der Nähe von Altbäumen, in größeren Baumbeständen, gefunden (Natter 2013), was einen gewissen Schutz vor dem Salz in der Luft bieten und das Überleben sichern kann.

Folglich lassen unsere Ergebnisse darauf schließen, dass Keimlinge sensitiver gegenüber Salzstress sind als einjährige Pflanzen. Darüber hinaus spielt das Alter der Pflanzen, außer in Bezug auf die Wurzel, aber keine Rolle mehr für deren Sensitivität gegenüber Salzstress.

Einfluss von Salzstress auf die Photosyntheseleistung von P. serotina

Die Daten der Photosynthesemessungen untermauern die Ergebnisse der Wachstumsdaten. Auch hier wurden die Pflanzen von der hohen Salzkonzentration deutlich mehr beeinträchtigt als von der niedrigen Variante. Da die Photosynthese sehr sensibel gegenüber Umweltveränderungen ist und Salz generell zu niedrigeren Photosyntheseraten führt, kann sie als ein Indikator für Stress ist genutzt werden (Murata et al. 2007). Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen bei beiden Pflanzengruppen, dass die 28 %-Pflanzen weniger Energie für ihre Photosynthese nutzen können, als die beiden anderen Varianten. Dies deckt sich mit den Ergebnissen von Stępień (2006). Gleichzeitig steigt der Anteil der Energie, welcher in Form von Wärme und Fluoreszenz verloren geht (Y NO). Der Anteil an Energie, welcher von der Pflanze vorsätzlich abgegeben wird (Y NPQ) sinkt steigender Salzkonzentration, während gleichzeitig der Energieverlust (Y NO) und die Photoinhibition zunehmen. Dies ist ein Indikator dafür, dass das ganze System der Pflanzen zusammengebrochen ist.

Die Daten der Elektronentransportrate verdeutlichen, dass die Effektivität der Photosynthese bei Salzstress nachlässt. Ein Grund dafür könnte die Zerstörung von Chlorophyll sein. Normalerweise treten zuerst Änderungen in der Chlorophyllfunktion auf, danach im Chlorophyllgehalt (Krause & Weis 1991). Die Blätter der 28 %-Pflanzen der J(+) waren deutlich heller als die der 5,12 %- und der Kontrollpflanzen (Abb. 3), was diese Annahme, dass Chlorophyll abgebaut wurde, unterstützt. Auch weitere Studien mit andere Arten zeigten einen geringeren Chlorophyllgehalt mit zunehmender Salzkonzentration (Erturk et al. 2007; Stępień & Kłbus 2006). Die Akkumulation von Salzionen in Pflanzengewebe wirkt toxisch (Munns & Tester 2008), insbesondere Chloridionen verursachen Chlorosen (Bergmann 1993). Für die Art *Prunus salicina* brachten Ziska et al. (1990) bereits Chloridionen im Blattgewebe mit gesenktem Chlorophyllgehalt in Verbindung.

Zusätzlich zu der direkt toxischen Wirkung von Chloridionen, kann eine Kombination aus starker Lichteinstrahlung und Salz Schäden verursachen (Nishiyama et al. 2006). Bei der Photoinhibition, welche in dieser Arbeit mit steigender Salzkonzentration anstieg, führt überschüssige Energie aus Lichteinstrahlung zu einer Reduktion der Photosyntheserate (Schopfer et al. 2010). Um sich vor Photoinhibition zu schützen, besitzen Pflanzen in der Regel schnelle Reparaturmechanismen (Schopfer et al. 2010), neuere Studien zeigen aber, dass diese Reparaturmechanismen durch Salzstress gestört werden (Murata et al. 2007; Nishiyama et al. 2006; Takahashi und Murata 2008). Ein beschädigtes Photosystem II zieht wieder eine erhöhte Photoinhibition nach sich, womit eine positive Rückkopplung entsteht und sich der Schaden immer weiter selbst verstärkt bis das ganze System zusammenbricht und die Pflanze schließlich abstirbt.

Genetische Variabilität von P. serotina in Norddeutschland

Aufgrund der Einbürgerungsgeschichte von *P. serotina* wurde davon ausgegangen, dass die Pflanzen eine hohe genetische Variabilität aufweisen. Die genetischen Analysen dieser Arbeit bestätigen dies.

Die Hauptkoordinatenanalyse zeigt, dass es zwischen den einzelnen Populationen der unterschiedlichen Standorte keine Differenzierung gibt. Dennoch sieht man, dass meist mehrere Individuen einer Population dicht zusammen stehen. Dies könnte ein Hinweis auf eine klonale Verbreitung von *P. serotina* sein, welche sich auch vegetativ mit Hilfe von Stockausschlag verbreiten kann (Hahn 2006). Dies deckt sich mit der Aussage von Pairon et al. (2010) welche ebenfalls eine geringe Differenzierung zwischen *P. serotina* Populationen in Deutschland schlussfolgerten. Sie nannten als mögliche Ursache hierfür, eine mehrfache Einführung der Traubenkirsche und die damit einhergehende Vergrößerung des Genpools. Arten die mehrfach eingeführt wurden, zeigen sehr oft große phänotypische Variation und sind sehr erfolgreich darin, sich an veränderte Bedingungen anzupassen (Lavergne & Molofsky 2007). Auch die Populationen auf der Insel Amrum grenzen sich in der Hauptkoordinatenanalyse nicht von den Populationen auf dem Festland ab, was

nahelegt, dass es einen Genaustausch zwischen Festland und Insel gibt. Insbesondere Vögel kommen hier als Langstreckenverbreiter in Frage (Closset-Kopp et al. 2007). Da die Insel Amrum zum Nationalpark Wattenmeer zählt, ist sie Refugium für Zugvögel auf Rast.

Zu dem gleichen Ergebnis kommt auch die AMOVA. Die geringe Differenzierung zwischen den Populationen deutet darauf hin, dass *P. serotina* keinen genetischen Flaschenhals durchlaufen hat (Conedera & Schoenenberger 2014). Faktoren, die eine solche hohe Diversität begünstigen sind erfolgreiche sexuelle Reproduktion sowie die Gründung von Populationen aus mehreren unterschiedlichen Genotypen (Pappert et al. 2000). Von einer erfolgreichen sexuellen Reproduktion kann im Falle von *P. serotina* ausgegangen werden, da sie generell sehr viele Blüten und Früchte bildet (Hahn 2006).

Es ist zu beachten, dass die genetischen Analysen auf nur drei amplifizierten Primern mit insgesamt 17 Merkmalen basieren. Damit sind die Ergebnisse der genetischen Analysen in dieser Arbeit nur mit Vorsicht aussagekräftig sind. In künftigen Untersuchungen sollte mit mehr und eventuell auch neuen Primer gearbeitet werden, um die hier erhaltenen Ergebnisse bestätigen zu können.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass sowohl das Wachstum, die Entwicklung, als auch die Photosyntheseleistung von *P. serotina* durch niedrige Salzkonzentrationen in der Luft nur geringfügig beeinflusst wird. Da die Salzbelastung in der Luft an der deutschen Nordseeküste durchschnittlich wahrscheinlich geringer ist als 5,12 %, ist davon auszugehen, dass *P. serotina* sehr gut an küstennahen Standorten leben kann. Hohe Konzentrationen verursachen dagegen Schäden, welche bis zum Absterben der Pflanze führen können. Ein Teil des Schadens äußerte sich in verringerter Photosyntheseleistung. Die genauen Vorgänge während der Photosynthese bleiben jedoch unklar. Dass *P. serotina* toleranter gegenüber salzhaltigen Aerosolen ist als andere küstenbewohnende Pflanzen und dadurch einen Standortvorteil besitzt, ist unwahrscheinlich, da auch andere Pflanzen an der Küste die geringe Salzexposition überleben und hohe Salzkonzentrationen nur bei besonderen Ereignissen, wie beispielsweise Stürmen, auftreten. Salztoleranz spielt nach unseren Ergebnissen keine Rolle im Ausbreitungsprozess der Art, hier dominieren andere Faktoren wie z. B. vegetatives Wachstum und hohe, sukzessive Samenproduktion.

Literatur

Barbour, M. (1978): Salt spray as a microenvironmental factor in the distribution of beach plants at point reyes, California. Oecologia 32: 213–224.

Barbour, M. & Jong, T. (1977): Responses of West Coast Beach Taxa to Salt Spray, Seawater Inundation, and Soil Salinity. Bulletin of the Torrey Botanical Club 1: 29–34

Bergmann, W. (1993): Ernährungsstörungen bei Kulturpflanzen. Entstehung, visuelle und analytische Diagnose ; mit 128 Tabellen. 3. erweiterte Auflage. Jena [u. a.]: Fischer.

Closset-Kopp, D.; Chabrerie, O.; Valentin, B.; Delachapelle, H. & Decocq, G. (2007): When oskar meets alice: Does a lack of trade-off in r/K-strategies make *Prunus serotina* a successful invader of European forests? Forest Ecology and Management 247: 120–130.

Conedera, M. & Schoenenberger, N**.** (2014): Wann werden gebietsfremde Gehölze invasiv? Ein methodologischer Ansatz. Schweizerische Zeitschrift für Forstwesen 165 6: 158–165.

Convention on Biological Diversity (2002): COP 6 Decision 5/23 - Alien species that threaten ecosystems, habitats or species. Online verfügbar unter http://www.cbd.int/decision/cop/default.shtml?id=7197

Dehn, P. (2014): Effekte salzhaltiger Aerosole auf die Morphologie und Physiologie von Wildrosen. Masterarbeit. Justus-Liebig-Universität Gießen, Gießen. Institut für Botanik.

Dodd, I.; Critchley, C.; Woodall, G. & Stewart, G. (1998): Photoinhibition in differently coloured juvenile leaves of Syzygium species. Journal of Experimental Botany 1998 49: 14377–1445.

Erturk, U.; Sivritepe, N.; Yerlikaya, C.; Bor, M.; Ozdemir, F. & Turkan, I. (2007): Responses of the cherry rootstock to salinity in vitro. Biol Plant 51 3: 597–600.

Hahn. D. (2006): Neophyten der Ostfriesischen Inseln. Verbreitung, Ökologie und Vergesellschaftung. Dissertation. Universität Hannover, Hannover.

Hogan, M. (2011): Descriptions and articles about the Black Cherry (*Prunus serotina*) - Encyclopedia of Life. Online verfügbar unter http://eol.org/pages/791911/details.

Kadereit, J. W. (Hg.) (2014): Strasburger Lehrbuch der Pflanzenwissenschaften. 37. Auflage. Berlin [u. a.]œ: Springer Spektrum.

Klughammer, C. & Schreiber, U. (2008): Complementary PS II quantum yields calculated from simple fluorometry and the Saturation Pulse method. PAM Application Notes 1: 27–35.

Kowarik, I. & Boye, P. (2003): Biologische Invasionen - Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa. Mit 76 Tabellen. 2. Auflage. Stuttgart: Ulmer.

Koyro, H.-W.; Hussain, T.; Huchzermeyer, B. & Khan, M. A. (2013): Photosynthetic and growth responses of a perennial halophytic grass *Panicum turgidum* to increasing NaCl concentrations. Environmental and Experimental Botany 91 0: 22–29.

Kozlowski, T. (1997): Responses of woody plants to flooding and salinity. Tree Physiology Monograph No. 1.

Krause, G. & Weis, E. (1991): Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: The basics. Annueal Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology 42: 313–349.

Lavergne, S. & Molofsky, J. (2007): Increased genetic variation and evolutionary potential drive the success of an invasive grass. Proceedings of the National Academy Sciences USA 104 10: 3883–3888.

Loreto, F. (2000): Emission of Isoprene from Salt-Stressed *Eucalyptus globulus* Leaves. Plant Physiology 123 4: 1605–1610.

Munns, R. & Tester, M. (2008): Mechanisms of Salinity Tolerance. Annual Review of Plant Biology 59 1: 651–681.

Murata, N.; Takahashi, S.; Nishiyama, Y. & Allakhverdiev, S. I. (2007): Photoinhibition of photosystem II under environmental stress. Structure and Function of Photosystems 1767 6: 414–421.

Natter, L. S. (2013): Neophyten auf der Nordseeinsel Spiekeroog: lokale Ausbreitungsmuster und Invasionserfolg der Neophyten *Rosa rugosa*, *Pinus nigra* und *Prunus serotina*. Universität Koblenz-Landau, Hamburg: Bachelor + Master Publishing.

Ng, W. L. & Tan, S. G. (2015): Inter-Simple Sequence Repeat (ISSR) Markers: Are We Doing It Right? ASM Science Journal 9 1: 30–39

Nishiyama, Y.; Allakhverdiev, S. I. & Murata, N. (2006): A new paradigm for the action of reactive oxygen species in the photoinhibition of photosystem II. Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Bioenergetics 1757 7: 742–749.

Pairon, M.; Petitpierre, B.; Campbell, M.; Guisan, A.; Broennimann, O.; Baret, P. V.; Jacquemart, A.-L. & Besnard, G. (2010): Multiple introductions boosted genetic diversity in the invasive range of black cherry (*Prunus serotina*; Rosaceae). Annals of Botany 105 6: 881–890.

Pappert, R. A.; Hamrick, J. L. & Donovan, L. A. (2000): Genetic Variation in *Pueraria lobata* (Fabaceae), An Introduced, Clonal, Invasive Plant of the Southeastern United States. American Journal of Botany 87 9: 1240.

Parida, A. & Das, A. (2005): Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. Ecotoxicology and Environmental Safety 60 3: 324–349.

Peakall, R. & Smouse, P. E.: GenAlEx 6.5: genetic analysis in Excel. Population genetic software for teaching and research--an update. Bioinformatics 28 19: 2537–2539.

Poyet, M.; Eslin, P.; Héraude, M.; Le Roux, V.; Prévost, G.; Gibert, P. & Chabrerie, O. (2014): Invasive host for invasive pest: when the Asiatic cherry fly (*Drosophila suzukii*) meets the American black cherry (*Prunus serotina*) in Europe. Agricultural and Forest Entomology 16 3: 251–259.

Prentis, P.; Wilson, J. R.; Dormontt, E.; Richardson, D. & Lowe, A. (2008): Adaptive evolution in invasive species. Trends in Plant Science 13 6: 288–294.

Schopfer, P.; Brennicke, A. & Mohr, H. (2010): Pflanzenphysiologie. 7. Auflage München: Elsevier, Spektrum Akademischer Verlag.

Schulte, M.; Offer, C. & Hansen, U. (2003): Induction of CO2-gas exchange and electron transport: comparison of dynamic and steady-state responses in *Fagus sylvatica* leaves. Trees 17: 153–163.

Shafiei-Astani, B.; Ong, A. H. K.; Valdiani, A.; Tan, S. G.; Yien, C. Y. S. & Ahmady, F. (2015): Molecular genetic variation and structure of Southeast Asian crocodile (Tomistoma schlegelii): Comparative potentials of SSRs versus ISSRs. Gene 571 1: 107–116.

Solomon, A.; Beer, S.; Waisel, Y.; Jones, G. P. & Paleg, L. G. (1994): Effects of NaCl on the carboxylating activity of Rubisco from *Tamarix jordanis* in the presence and absence of proline-related compatible solutes. Physiologia Plantarum 90 1: 198–204.

Starfinger, U.; Kowarik, I.; Rode, M. & Schepker, H. (2003): From Desirable Ornamental Plant to Pest to Accepted Addition to the Flora? – the Perception of an Alien Tree Species Through the Centuries. Biological Invasions 5 4: 323–335.

Stępień, P. & Kłbus, G. (2006): Water relations and photosynthesis in *Cucumis sativus* L. leaves under salt stress. Biologia Plantarum 50 4: 610–616.

Taiz, L. & Zeiger, E. (2007): Plant physiology. Das Original mit Übersetzungshilfen. 4. ed. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag

Takahashi, S. & Murata, N. (2008): How do environmental stresses accelerate photoinhibition? Trends in Plant Science 13 4: S178–182.

Wang, X.; Yang, R.; Feng, S.: Hou, X.; Zhang, Y.; Li, Y. & Ren, Y. (2012): Genetic variation in *Rheum palmatum* and *Rheum tangusticum* (Polygonaceae), two medicinally and endemic spies in China using ISSR markers. PloSone 7 12:e51667.

Ziska, L. H.; Seemann, J. R. & DeJong, T. M. (1990): Salinity Induced Limitations on Photosynthesis in *Prunus salicina*, a Deciduous Tree Species. Plant Physiology 93 3: 864–870.

Anschrift der Verfasser:

Stefanie Jung, Jens Föller und Volker Wissemann
Institut für Botanik, AG Spezielle Botanik
Heinrich-Buff-Ring 38
D-35392 Gießen
Stefanie.j.jung@bot1.bio.uni-giessen.de
Volker.Wissemann@bot1.bio.uni-giessen.de

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Kieler Notizen zur Pflanzenkunde

Jahr/Year: 2019

Band/Volume: 44

Autor(en)/Author(s): Jung Stefanie, Föller Jens, Wissemann Volker

Artikel/Article: Prunus serotina Ehrh. in Schleswig-Holstein: Toleranz gegenüber salzhaltigen Aerosolen und genetische Variabilität 56-74