

Zeitschrift: Botanica Helvetica
Herausgeber: Schweizerische Botanische Gesellschaft
Band: 98 (1988)
Heft: 1

Artikel: Postanoxische Effekte von Äthanol in Rhizomen von *Glyceria maxima* (Hartman) Holmberg, *Iris germanica* L. und *Phragmites australis* (Cav.) Trin.
Autor: Studer, Christof / Brändle, Roland
DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-68576>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. [Siehe Rechtliche Hinweise.](#)

Conditions d'utilisation

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. [Voir Informations légales.](#)

Terms of use

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. [See Legal notice.](#)

Download PDF: 17.05.2025

ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>

Postanoxische Effekte von Äthanol in Rhizomen von *Glyceria maxima* (Hartman) Holmberg, *Iris germanica* L. und *Phragmites australis* (Cav.) Trin.

Christof Studer und Roland Brändle

Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Bern, Altenbergrain 21, CH-3013 Bern/Schweiz

Manuskript angenommen am 28. Oktober 1987

Abstract

Studer, Ch. and Brändle, R. 1988. Post-anoxic effects of ethanol in rhizomes of *Glyceria maxima* (Hartman) Holmberg, *Iris germanica* L. and *Phragmites australis* (Cav.) Trin. Bot. Helv. 98: 111–121.

In rhizomes of the wetland species *Glyceria maxima* and *Phragmites australis* oxygen uptake is less sensitive to ethanol than in the rhizomes of the dryland plant *Iris germanica*. Applied ethanol in the same concentrations that accumulate in *I. germanica* during a 48 h anaerobic treatment, exert a strong inhibitory effect on the oxygen uptake of the rhizomes under air. During the same time span under anoxia, *I. germanica* produces more ethanol than the two wetland species.

During post-anoxia the degradation rate of internal ethanol is rather low in comparison with its synthesis under anoxia. This behaviour is closely associated with the higher alcohol dehydrogenase activity in the direction of ethanol production, as compared with the activity in the direction of ethanol decomposition.

However, post-anoxic rhizomes of *I. germanica* also show an unhindered rise in acetaldehyde concentration. This is not true for the post-anoxic wetland plant rhizomes. Therefore, post-anoxic injury by elevated acetaldehyde concentrations in rhizomes of *I. germanica* cannot be excluded.

Key words: acetaldehyde, ethanol, *Glyceria maxima*, *Iris germanica*, post-anoxic injury, *Phragmites australis*, rhizomes.

Einleitung

Rhizome vieler Sumpf- und Röhrichtpflanzen sind in der Lage, längere Zeit Anoxia zu tolerieren (Barclay and Crawford 1982). Gärungsvorgänge decken dabei deren Energiebedarf. Äthanol ist sowohl bei den relativ anoxia- oder fluttoleranten als auch bei intoleranten Pflanzen eines der wichtigsten Gärungsprodukte (Cossins 1978). Die Frage, ob Äthanol für Schäden, die unter Anoxia auftreten, verantwortlich gemacht werden kann, ist umstritten. In überfluteten Pflanzen auftretende Äthanolkonzentrationen sind oft zu niedrig, um bei Fütterungsexperimenten Schäden zu verursachen

(Drew 1979, Jackson et al. 1982, Alpi et al. 1985). Crawford und Zochowski (1984) wiesen demgegenüber nach, daß das Entfernen der flüchtigen Gärungsprodukte die Anoxiatoleranz der Keimlinge von *Cicer arietinum* erhöht. Perata et al. (1986) konnten zudem zeigen, daß bereits niedrigste Äthanolkonzentrationen eine Wirkung auf verschiedene Stoffwechsel- und Entwicklungsprozesse entfalten. Als empfindlichstes System erwies sich dabei das Wachstum der Rhizomschnitte von *Helianthus tuberosus*, das bereits bei einer Äthanolkonzentration von 8,5 mM um 50% reduziert ist.

Eine Gewebeschädigung kann nicht nur während der Anoxiaphase, sondern auch beim Wiedereintritt von Luft auftreten. Hunter et al. (1983) konnten bei Rhizomen der anoxiaintoleranten *Iris germanica*, im Vergleich zur toleranteren *I. pseudacorus*, eine erhöhte Peroxidation von Lipiden während der Postanoxiaphase nachweisen. Effer und Ranson (1967 a, b) zeigten in Keimlingen von *Fagopyrum esculentum* beim Übergang von Anoxia zu Luft, neben Veränderungen der Poolgrößen einiger Metaboliten des Respirationsstoffwechsels, einen Anstieg der Acetaldehydkonzentration. In Rhizomen von *Glyceria maxima* konnte während der Postanoxiaphase ebenfalls ein rascher Anstieg der Acetaldehydkonzentration festgestellt werden (Monk et al. 1987). Bringt man Pflanzen nach einer Anoxiaphase wieder an die Luft, bauen diese das gebildete Äthanol mit unterschiedlichen Raten ab (Cossins and Beevers 1963). Der erste Schritt des Äthanolabbaus, die Oxidation zu Acetaldehyd, wird in pflanzlichem Gewebe zu einem großen Teil durch die NAD-abhängige Alkoholdehydrogenase (ADH) katalysiert. Daneben konnten zwei weitere äthanoloxidierende Systeme nachgewiesen werden (Donaldson et al. 1985). Eines dieser Systeme ist NADPH-abhängig und im endoplasmatischen Reticulum lokalisiert. Das andere ist mit den Glyoxisomen gekoppelt und auf ein Peroxid produzierendes System angewiesen. Der meist verbreitete Abbauweg von Acetaldehyd führt, katalysiert durch die Acetaldehyddehydrogenase, zu Acetat, das in Form von Acetyl-CoA in den Krebs-Zyklus eintreten kann (Cameron and Cossins 1967).

In dieser Arbeit werden bei Rhizomen Veränderungen der Äthanol- und Acetaldehydkonzentrationen im Übergang von Anoxia zu Luft gemessen. Die Messungen werden an Rhizomen der Röhrichtpflanzen *G. maxima* und *P. australis* sowie an Rhizomen der auf gut durchlüfteten Böden vorkommenden *I. germanica* durchgeführt. Durch Fütterungsexperimente in einem geschlossenen System wird unter Luft der Einfluß von Äthanol und Acetaldehyd auf die O₂-Aufnahmerate der Rhizome als Maß für deren Vitalität untersucht. Der Einfluß von Anoxia auf die extrahierbaren Aktivitäten der ADH wird sowohl in äthanolbildender wie äthanolabbauender Richtung bestimmt. Die Resultate werden anschließend im Hinblick auf die unterschiedliche Fluttoleranz der untersuchten Pflanzen diskutiert.

Material und Methoden

Die Experimente wurden mit Sommerrhizomen aus Freilandkulturen durchgeführt. Lediglich für Acetaldehydfütterungen verwendeten wir Winterrhizome, wobei *Glyceria maxima* (Hartman) Holmberg und *Phragmites australis* (Cav.) Trin. aus einem geheizten Treibhaus und *Iris germanica* L. aus der Freilandkultur stammten. Die Rhizome wurden sorgfältig von Erde und Wurzeln befreit, durch ein 10 min Band in 2% Javellewasser oberflächensterilisiert und danach gründlich mit Wasser gespült.

Zur Messung der Äthanol- und Acetaldehydkonzentration der Rhizome während der Postanoxiaphase dienten in Penicillinflaschen gasdicht eingeschlossene Rhizomstücke von 250 mg. Die Flaschen wurden zu Beginn der Anoxiaphase 30 min mit feuchtem N₂ durchspült. Nach 16

bzw. 48 h Anoxia wurden mit einer Spritze 3 ml Gas entnommen und durch O₂ ersetzt. Dies ergab eine O₂-Konzentration von $19 \pm 1\%$. Nach 24 h Inkubation betrugen die O₂-Konzentrationen zwischen 18% und 15% und die CO₂-Konzentrationen zwischen 1% und 3%. Die Inkubation erfolgte bei 20°C.

Die Äthanol- und Acetaldehydfütterungen wurden mit 250 mg Rhizomschnitten von 1 mm Dicke in gasdicht verschlossenen Flaschen bei 20°C durchgeführt. Als Inkubationsmedium diente 10 mM MES/KOH-Puffer, pH 6,0, mit der entsprechenden Äthanol- oder Acetaldehydkonzentration und 50 mg/l Chloramphenicol. Die Äthanolfütterungen erfolgten in 13 ml-Flaschen mit 0,75 ml Inkubationslösung, die Acetaldehydfütterungen in 50 ml-Flaschen mit 40 ml Inkubationslösung. Die O₂-Aufnahmeraten der Rhizomschnitte wurden auf einem Respirometer (Gilson, Middleton WI, USA) bei 20°C gemessen. Zur Berechnung des in Richtung Äthanol abgebauten Acetaldehydanteils wurden Rhizomstücke von 250 mg zusammen mit einem separaten Gefäß, das 1 ml 1,33 mM Acetaldehyd-Lösung enthielt, in einer gasdicht verschlossenen 13 ml-Flasche 24 h bei 20°C inkubiert. Die Bestimmung des Acetaldehydgehaltes erfolgte gaschromatographisch aus dem „headspace“. Die Rhizome wurden nach 24 h Inkubation zusammen mit der Inkubationslösung extrahiert, und der Äthanolgehalt des Extrakts bestimmt.

Die Inkubation der Rhizome zur Bestimmung der ADH-Aktivitäten erfolgte bei 20°C in verschlossenen 500 ml-Flaschen in feuchter Luft oder feuchtem N₂. Die ADH der Rhizome wurde nach der von Monk und Brändle (1982) beschriebenen Methode extrahiert. Zur photometrischen Bestimmung der ADH-Aktivität bei 365 nm und 25°C diente ein 100 mM Tris/HCl-Puffer pH 8,7 sowie ein 100 mM Phosphat-Puffer pH 6,0. Der Ansatz zur Messung der ADH-Aktivität in Richtung der Äthanolbildung enthielt 100 mM Acetaldehyd und 0,3 mM NADH, derjenige zur Messung der ADH-Aktivität in äthanolabbauender Richtung 100 mM Äthanol und 0,3 mM NAD. Die Bestimmung der Proteingehalte der Extrakte erfolgte mit dem Bio-Rad-Test (Richmond CA., USA) und Rinderserumalbumin als Standard. Da bei der Messung der ADH-Aktivität in äthanolbildender Richtung eine Acetaldehyddehydrogenase-Aktivität interferieren könnte, wurde der ADH-Extrakt in einem Ansatz mit 100 mM Acetaldehyd und 0,3 mM NAD auf eine solche untersucht. Sie konnte dabei in keinem der ADH-Extrakte nachgewiesen werden.

Die Kinetik der Äthanolaufnahme von 1 mm dicken Schnitten der Rhizome wurden durch unterschiedlich lange Inkubation in 86 mM Äthanol in 10 mM MES/KOH-Puffer, pH 6,0, bestimmt. Vor der Äthanolbestimmung wurden die Schnitte mit Filterpapier abgetupft.

Die Extraktion der Rhizome für die Äthanolbestimmung erfolgte nach Bergmeyer (1962). Die Äthanolkonzentration der Extrakte wurde mit der Testmethode für die Lebensmittelanalytik (Boehringer Mannheim) bestimmt. Die Äthanol- und Acetaldehydkonzentrationen wurden nach Studer und Brändle (1987) gaschromatographisch über den „headspace“ der Inkubationsflaschen, die O₂- und CO₂-Konzentrationen nach Steinmann und Brändle (1981) gemessen.

Resultate

Abb. 1 zeigt, daß die Äthanolkonzentrationen der Rhizome von der Inkubationsdauer unter Anoxia abhängig sind. Rhizome von *I. germanica* produzieren am meisten Äthanol. Die Acetaldehydkonzentrationen steigen zu Beginn der Postanoxiaphase rasch an. Bei *G. maxima* erreicht die Acetaldehydkonzentration ein Gleichgewicht, dessen Lage während der Postanoxiaphase unabhängig von der Dauer der vorangegangenen Anoxiaphase ist. In Rhizomen von *I. germanica* kann nach 16 h Anoxia zu Beginn der Postanoxiaphase ein deutliches Überspringen der Acetaldehydkonzentration festgestellt werden. Die Acetaldehydkonzentration nach 24 h Postanoxia ist bei *I. germanica*, im Vergleich zu den zwei anderen Arten, stets am höchsten. Bei *I. germanica* und *P. australis* bewirkt die 48-stündige Inkubation in Anoxia nach 24 h Postanoxia eine höhere Acetaldehydkonzentration als die 16-stündige.

Aus Tab. 1 geht hervor, daß das Äthanol während der Postanoxiaphase bei allen Rhizomen relativ langsam abgebaut wird. Die gaschromatographisch gemessenen

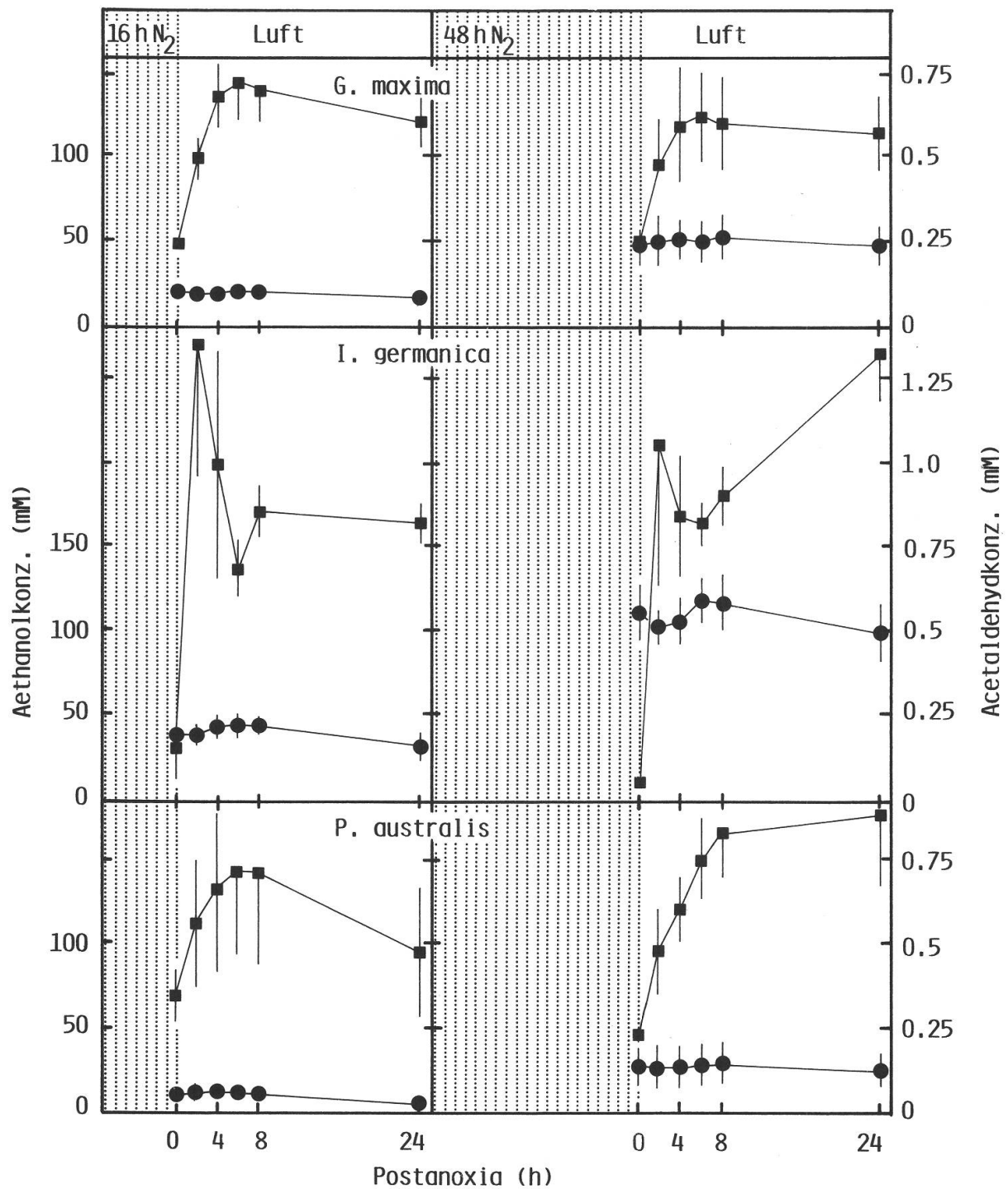


Abb. 1. Äthanolkonzentrationen (●—●) und Acetaldehydkonzentration (■—■) im Gewebewasser der Rhizome nach 16 bzw. 48 h Anoxia und während der Postanoxiaphase. Mittelwerte aus 5 Rhizomen $\pm$ S.D.

Tab. 1. Interne Äthanolkonzentrationen der Rhizome während der Postanoxiaphase in % der Konzentration nach 16 h Anoxia. Mittelwerte aus 5 Rhizomen $\pm$ S.D.

	<i>G. maxima</i>	<i>I. germanica</i>	<i>P. australis</i>
16 h N ₂	100	100	100
16 h N ₂ + 2 h Luft	94,9 $\pm$ 3,0	102,8 $\pm$ 6,8	107,4 $\pm$ 18,5
16 h N ₂ + 4 h Luft	97,1 $\pm$ 1,9	116,4 $\pm$ 8,8	112,4 $\pm$ 14,7
16 h N ₂ + 6 h Luft	98,9 $\pm$ 1,2	119,4 $\pm$ 6,7	101,3 $\pm$ 12,8
16 h N ₂ + 8 h Luft	100,7 $\pm$ 2,3	117,6 $\pm$ 9,5	94,6 $\pm$ 14,4
16 h N ₂ + 24 h Luft	86,6 $\pm$ 2,7	85,0 $\pm$ 15,7	57,0 $\pm$ 17,3

Tab. 2: Interne Äthanolkonzentration der Rhizomschnitte in mM in Abhängigkeit der Inkubationsdauer in 86 mM Äthanollösung. Mittelwert aus 3 Rhizomen $\pm$ S.D.

	<i>G. maxima</i>	<i>I. germanica</i>	<i>P. australis</i>
0 min	2,3 $\pm$ 2,4	0,6 $\pm$ 1,1	1,2 $\pm$ 2,0
15 min	56,1 $\pm$ 4,9	41,8 $\pm$ 1,8	55,5 $\pm$ 4,0
30 min	57,3 $\pm$ 4,9	45,0 $\pm$ 7,8	61,4 $\pm$ 3,2
45 min	60,2 $\pm$ 1,2	46,7 $\pm$ 1,2	57,7 $\pm$ 2,3
60 min	58,1 $\pm$ 9,4	46,9 $\pm$ 1,5	61,4 $\pm$ 1,8

Äthanolkonzentrationen der Rhizome zu Beginn und nach 24 h Postanoxia stimmen mit den enzymatischen Äthanolbestimmungen der Rhizomextrakte überein (Resultate nicht aufgeführt).

Äthanol wird von Rhizomschnitten rasch aufgenommen (Tab. 2). Nach 15–30 min beträgt die Äthanolkonzentration im Rhizomgewebe, bezogen auf dessen Wassergehalt, 50–60% der Außenkonzentration. Die interne Äthanolkonzentration kann durch längere Inkubationszeiten bis zu 60 min nicht mehr erhöht werden.

Aus Abb. 2 ist ersichtlich, daß die O₂-Aufnahmeraten der Rhizomschnitte, gemessen nach 24 h Inkubation, von der angebotenen Äthanolkonzentration abhängig sind. Bei *G. maxima* und *P. australis* kann erst bei exogenen Äthanolkonzentrationen von ca. 1,4 bzw. 1,2 M eine Verminderung der O₂-Aufnahmeraten gemessen werden. Rhizome von *I. germanica* haben demgegenüber bereits bei 0,15 M Äthanol eine um 25% niedrigere O₂-Aufnahmerate, die bei höheren Äthanolkonzentrationen weiter abnimmt. Exogen angebotenes Äthanol im unteren Konzentrationsbereich bewirkt bei allen untersuchten Arten vergleichbare Acetaldehydkonzentrationen in der Inkubationslösung. Bei Rhizomen von *G. maxima* erreicht die Acetaldehydkonzentration der Inkubationslösung bei 0,6 M Äthanol ein Maximum und nimmt bei höheren Äthanolkonzentrationen wieder ab. Im Gegensatz dazu steigt bei *I. germanica* die Acetaldehydkonzentration mit zunehmender Äthanolkonzentration bis zur höchsten angebotenen Konzentration an. Bei Rhizomen von *P. australis* ist die Acetaldehydkonzentration der Inkubationslösung oberhalb ca. 0,2 M Äthanol konstant und somit unabhängig von der exogen angebotenen Äthanolkonzentration.

Aus den in Abb. 3 dargestellten Resultaten der Acetaldehydfütterungen geht hervor, daß die O₂-Aufnahmeraten der Rhizomschnitte von *I. germanica* und *P. australis* nach einer 24 h Inkubation in 20 bzw. 24 mM Acetaldehyd deutlich vermindert sind.

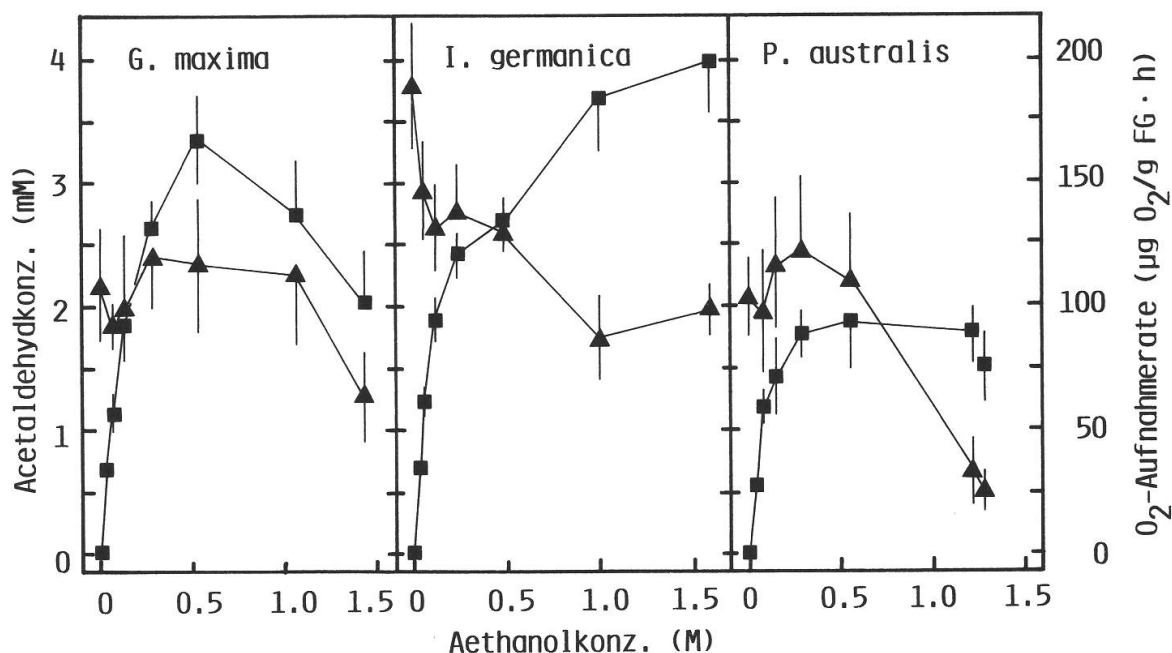


Abb. 2. O₂-Aufnahmeraten der Rhizomschnitte (▲—▲) und Acetaldehydkonzentrationen in den Inkubationslösungen (■—■) in Abhängigkeit von der angebotenen Äthanolkonzentration nach 24 h Inkubation in Luft. Maximale Streuung der Äthanolkonzentration in der Inkubationslösung nach 24 h Inkubation = $\pm 15\%$ des Mittelwertes. Mittelwerte aus 5 Rhizomen $\pm$ S.D.

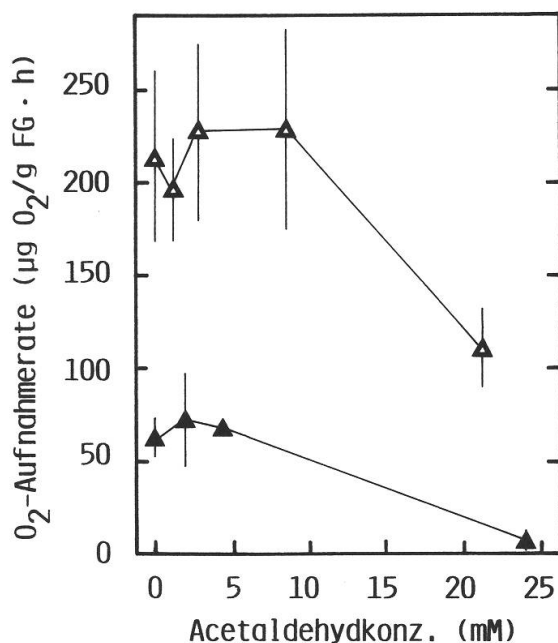


Abb. 3. O₂-Aufnahmeraten der Rhizomschnitte in Abhängigkeit von der angebotenen Acetaldehydkonzentration nach 24 h Inkubation in Luft. *I. germanica* (△—△), *P. australis* (▲—▲). Maximale Streuung der Acetaldehydkonzentration in der Inkubationslösung nach 24 h Inkubation = $\pm 20\%$ des Mittelwertes. Mittelwert aus 3–5 Rhizomen $\pm$ S.D.

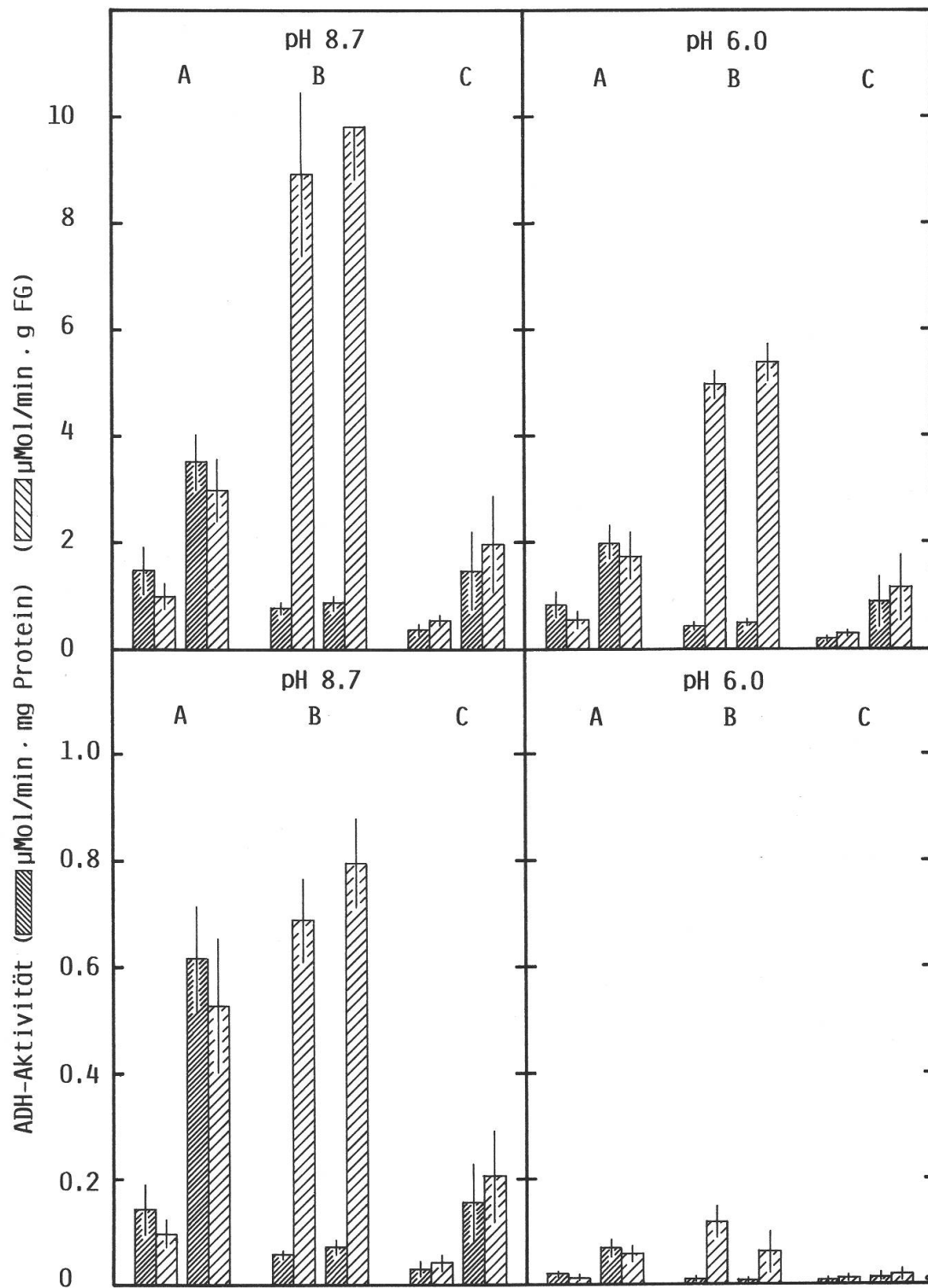


Abb. 4. Extrahierbare ADH-Aktivität der Rhizome nach 4 d Inkubation in Luft (linkes Säulenpaar) und nach 4 d Inkubation unter Anoxia (rechtes Säulenpaar) gemessen bei pH 6,0 und 8,7. Messungen in äthanolbildender (oben) und äthanolabbauender (unten) Richtung. A = *G. maxima*, B = *I. germanica* und C = *P. australis*. Mittelwerte aus 5 Rhizomen $\pm$ S.D.

Tab. 3. Zunahme des Äthanolgehaltes der Rhizome nach einer 24 h Acetaldehydfütterung, bei a) Sommerrhizomen und b) Winterrhizomen. Mittelwert aus 3 Messungen.

a)	<i>G. maxima</i>	<i>I. germanica</i>	<i>P. australis</i>
Acetaldehydabnahme ($\mu\text{Mol}/\text{Ansatz}$)	1,22	1,30	1,29
Äthanolzunahme ($\mu\text{Mol}/\text{Ansatz}$)	0,32	0,12	0,19
Äthanolzunahme in % der Acetaldehydabnahme	26	9	15
b)	<i>G. maxima</i>	<i>I. germanica</i>	<i>P. australis</i>
Acetaldehydabnahme ($\mu\text{Mol}/\text{Ansatz}$)	1,13	1,36	1,28
Äthanolzunahme ($\mu\text{Mol}/\text{Ansatz}$)	0,68	0,06	0,75
Äthanolzunahme in % der Acetaldehydabnahme	52	4	59

Tab. 3 zeigt, daß bei einer Acetaldehydfütterung der Winterrhizome von *G. maxima* und *P. australis* die Äthanolzunahme 50–60% des Acetaldehydabbaus beträgt. In Sommerrhizomen ist dieser Anteil um das 2- bis 4-fache geringer. Bei *I. germanica* liegt, sowohl in Sommer- wie Winterrhizomen, der Anteil des produzierten Äthanols unter 10% des Acetaldehydabbaus.

In Abb. 4 sind die extrahierbaren ADH-Aktivitäten der Rhizome dargestellt. Diese sind in äthanolbildender Richtung wesentlich höher als in äthanolabbauender Richtung. Nach 4 d Anoxia sind die ADH-Aktivitäten sowohl bei *G. maxima* wie bei *P. australis* höher als nach 4 d Luft. Rhizome von *G. maxima* besitzen bei pH 8,7 nach 4 d Anoxia, im Vergleich zur Inkubation in Luft, ein zugunsten des Äthanolabbaus verschobenes Verhältnis zwischen der ADH-Aktivität in äthanolbildender und -abbauender Richtung. Bei Rhizomen von *I. germanica* haben die verschiedenen Inkubationen einen geringen Effekt auf die ADH-Aktivität. Die Wahl der Bezugsgröße für die ADH-Aktivität ist insbesondere bei *I. germanica* wesentlich. Auf den Proteingehalt bezogen besitzt die ADH dieser Art im Vergleich zu den übrigen die niedrigste, hingegen auf das Frischgewicht bezogen die höchste Aktivität. Die pH-Abhängigkeit der ADH-Aktivität ist in äthanolabbauender Richtung ausgeprägter als in äthanolbildender Richtung. In äthanolbildender Richtung ist die ADH-Aktivität bei pH 6,0 um das 1- bis 2-fache, in äthanolabbauender Richtung um das 4- bis 10-fache niedriger als bei pH 8,7.

Diskussion

Die O_2 -Aufnahmerate der anoxiaintoleranten Rhizome von *I. germanica* reagiert empfindlicher auf Äthanol als diejenige der Rhizome von *G. maxima* und *P. australis*. Zudem besitzt *I. germanica* eine höhere Äthanolproduktionsrate als die beiden anderen Arten. Bereits nach 48 h Anoxia können in Rhizomen von *I. germanica* Äthanolkonzentrationen auftreten, die bei einer Äthanolfütterung unter Luft zur Verminderung der O_2 -Aufnahmerate führen. Dies deutet auf eine verringerte Atmung und damit auf einen eingeschränkten Energiestoffwechsel des Gewebes hin. Die Äthanolkonzentration in den Rhizomen beträgt 50–60% der exogen angebotenen. Demzufolge muß die endogene Äthanolkonzentration, die zur Verminderung der O_2 -Aufnahmerate führt, um 40–50% niedriger sein als die angebotene und von uns bestimmte.

Äthanolkonzentrationen, die zu einer verringerten O₂-Aufnahmerate führen, wurden in Rhizomen von *I. germanica* auch in einem kontinuierlich mit N₂ begasten System nachgewiesen (Monk et al. 1984). Die Äthanolabgabe der Rhizome von *I. germanica* ist somit, im Verhältnis zur Produktion, zu gering, um eine Akkumulation von Äthanol zu verhindern.

Die Acetaldehydkonzentrationen, die bei einer Fütterung zur Verminderung der O₂-Aufnahmeraten führen, sind bei *I. germanica* und *P. australis* höher als diejenigen, welche bei den Äthanolfütterungen auftreten. Da die von außen angebotene Acetaldehydkonzentration nicht der internen entsprechen muß, kann eine Beeinflussung der O₂-Aufnahmerate durch Acetaldehyd dennoch nicht ausgeschlossen werden. Schauenstein et al. (1977) konnten eine toxische Wirkung von Acetaldehyd auf biologische Systeme nachweisen. Die hohe Acetaldehydkonzentration während der Postanoxiaphase muß daher als schädigender Faktor in Betracht gezogen werden.

Wird Winterrhizomen von *G. maxima* und *P. australis* Acetaldehyd gefüttert, beträgt die Äthanolzunahme 50–60% der Acetaldehydabnahme. Dies kann als Hinweis gelten, daß Acetaldehyd in Winterrhizomen im Gegensatz zu Sommerrhizomen zu einem großen Teil in Richtung Äthanol abgebaut wird. Eine, im Vergleich zu Sommerrhizomen, höhere ADH-Aktivität könnte für die erhöhte Äthanolproduktion verantwortlich sein (Haldemann und Brändle 1986). Zusätzlich zum Acetaldehydabbau in Richtung Äthanol muß aber mindestens noch ein weiterer Abbauweg vorhanden sein, der bei *I. germanica* sowohl in Sommer- wie Winterrhizomen der bedeutendere ist. Ein Abbau von Acetaldehyd zu Acetat, katalysiert durch die Acetaldehyddehydrogenase, könnte dabei im Vordergrund stehen (Cameron and Cossins 1967). Eine weitere Möglichkeit wäre der bei Säugern nachgewiesene Abbau durch die Aldehydoxidase. Dabei entstehende Superoxidradikale können, insbesondere bei einer fehlenden oder zu geringen Superoxiddismutase-Aktivität, zu Schädigungen führen (Fridovich 1974). Der Nachweis dieser Enzymaktivitäten in Rhizomgeweben könnte in Bezug auf postanoxische Schäden von Interesse sein.

Die Äthanolbildungsrate unter Anoxia ist bei allen untersuchten Arten größer als die Äthanolabbaurate während der Postanoxiaphase. Dies korreliert mit der extrahierbaren ADH-Aktivität, die in äthanolbildender Richtung weitaus größer ist als in der Richtung des Äthanolabbaus. Dieser Unterschied ist bei pH 6,0 noch wesentlich ausgeprägter als bei pH 8,7. Unter Anoxia wurde in Rhizomen eine geringe Lactatbildung nachgewiesen (Monk et al. 1984). Die Lactatgärung könnte über eine Ansäuerung des Cytoplasmas die Aktivitäten verschiedener Enzyme, so auch der ADH, regulieren (Davis 1980). Die Messung der ADH-Aktivität bei pH 6,0 würde deshalb den Bedingungen im Cytoplasma nach einer Anoxiaphase besser entsprechen als eine Messung bei pH 8,7. Die ADH von *Zea mays* und *Hordeum vulgare* besitzt ähnliche pH-Abhängigkeiten wie diejenigen unserer Pflanzen, wobei verschiedene Isoenzyme unterschiedlich reagieren können (Felder et al. 1973, Mayne and Lea 1985). Die extrahierbare ADH-Aktivität der Rhizome von *G. maxima* und *P. australis* ist, im Gegensatz zu *I. germanica*, nach 4 d Anoxia deutlich höher als nach 4 d Luft (Brändle 1983, Monk et al. 1984). Das bei *G. maxima* von den Inkubationsbedingungen abhängige Verhältnis zwischen der ADH-Aktivität in äthanolbildender und -abbauender Richtung deutet auf unterschiedliche ADH-Isoenzyymmuster hin.

Bis heute sind nur wenig Untersuchungen über postanoxische Schäden bei Pflanzen bekannt, obwohl diese für die Anoxiaintoleranz mancher Gewebe ausschlaggebend sein dürften (Monk et al. 1987). Aus den Resultaten dieser Arbeit geht hervor, daß Äthanol, aber auch Acetaldehyd an diesen Schädigungen mitbeteiligt sein können.

Literatur

- Alpi A., Perata P. and Beevers H. 1985. Physiological responses of cereal seedlings to ethanol. *J. Plant Physiol.* 119: 77–85.
- Barclay A. M. and Crawford R. M. M. 1982. Plant growth and survival under strict anaerobiosis. *J. Exp. Bot.* 134: 541–549.
- Bergmeyer H. U. 1962. Methoden der enzymatischen Analyse, 248–249. Chemie, Berlin, 1065 pp.
- Brändle R. 1983. Evolution der Gärungskapazität in den flut- und anoxiatoleranten Rhizomen von *Phalaris arundinacea*, *Phragmites communis*, *Schoenoplectus lacustris* und *Typha latifolia*. *Bot. Helv.* 93: 39–45.
- Cameron D. S. and Cossins E. A. 1967. Studies of intermediary metabolism in germinating pea cotyledons. The pathway of ethanol metabolism and the role of the tricarboxylic acid cycle. *Biochem. J.* 105: 323–331.
- Cossins E. A. 1978. Ethanol metabolism in plants. In: Plant life in anerobic environments, 169–202. Eds. Hook, D. D. and Crawford, R. M. M. Ann Arbor Science, Ann Arbor, Mich., USA, 564 pp.
- Cossins E. A. and Beevers H. 1963. Ethanol metabolism in plant tissues. *Plant Physiol.* 38: 375–380.
- Crawford R. M. M. and Zochowski Z. M. 1984. Tolerance of anoxia and ethanol toxicity in chick-pea seedlings (*Cicer arietinum* L.). *J. Exp. Bot.* 35: 1472–1480.
- Davis D. D. 1980. Anaerobic metabolism and the production of organic acids. *The Biochemistry of Plants* 2: 581–611.
- Donaldson R. P., Soochan P. and Zaras A. 1985. Anaerobic stress in germinating castor bean, ethanol metabolism, and effects on subcellular organelles. *Plant Physiol.* 77: 978–983.
- Drew M. C. 1979. Plant responses to anaerobic conditions in soil and solution culture. *Curr. Adv. Plant Sci.* 11: 1–14.
- Effer W. R. and Ranson S. L. 1967 a. Respiratory metabolism in detached *Rhododendron* leaves. *Plant Physiol.* 42: 1042–1052.
- Effer W. R. 1967 b. Some effects of oxygen concentration on levels of respiratory intermediates in buckwheat seedlings. *Plant Physiol.* 42: 1053–1058.
- Felder M. R., Scandalios J. G. and Liu E. H. 1973. Purification and partial characterization of two genetically defined alcohol dehydrogenase isozymes in maize. *Biochem. Biophys. Acta* 318: 149–159.
- Fridovich I. 1974. Superoxide dismutase, 35–97. In: *Advances in enzymology* 41. Ed. Meister, A. J. Wiley & Sons, New York, London, Sidney & Toronto, 364 pp.
- Haldemann C. and Brändle R. 1986. Jahreszeitliche Unterschiede im Rerservestoffgehalt und von Gärungsprozessen in Rhizomen von Sumpfpf- und Röhrichtpflanzen aus dem Freiland. *Flora.* 178: 307–313.
- Hunter M. I. S., Hetherington A. M. and Crawford R. M. M. 1983. Lipid peroxidation a factor in anoxia intolerance in *Iris* species? *Phytochemistry* 22: 1145–1147.
- Jackson M. B., Herman B. and Goodenough A. 1982. An examination of the importance of ethanol in causing injury to flooded plants. *Plant Cell Env.* 5: 163–172.
- Mayne R. G. and Lee P. J. 1985. Properties of three isoenzymes of alcohol dehydrogenase isolated from barley (*Hordeum vulgare*). *Phytochem.* 24: 1433–1438.
- Monk L. S. and Brändle R. 1982. Adaptation of respiration and fermentation to changing levels of oxygen in rhizomes of *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla and its significance to flooding tolerance. *Z. Pflanzenphysiol.* 105: 369–374.
- Monk L. S., Crawford R. M. M. and Brändle R. 1984. Fermentation rates and ethanol accumulation in relation to flooding tolerance in rhizomes of monocotyledonous species. *J. Exp. Bot.* 35: 738–745.
- Monk L. S., Brändle R. and Crawford R. M. M. 1987. Catalase activity and post-anoxic injury in monocotyledonous species. *J. Exp. Bot.* 38: 233–246.
- Perata P., Alpi A. and LoSchiavo F. 1986. Influence of ethanol on plant cells and tissues. *J. Plant Physiol.* 126: 181–188.

- Schauenstein E., Esterbauer H. and Zollner H. 1977. Aldehydes in biological systems: their natural occurrence and biological activities. Pion Limited, London, 205 pp.
- Steinmann F. und Brändle R. 1981. Die Überflutungstoleranz der Seebirse (*Schoenoplectus lacustris* [L.] Palla): III. Beziehungen zwischen der Sauerstoffversorgung und der „adenylate energy charge“ der Rhizome in Abhängigkeit von der Sauerstoffkonzentration in der Umgebung. Flora 171: 307–314.
- Studer C. and Brändle R. 1987. Ethanol, acetaldehyde, ethylene release and ACC concentration of rhizomes from marsh plants under normoxia, hypoxia and anoxia. In: Plant life in aquatic and amphibious habitats, 293–301. Ed. Crawford, R. M. M. Blackwell Sci. Publ, 452 pp.