WEIHENSTEPHAN · TRIESDORF
University of Applied Sciences

Leitfaden zur Optimierung der Düngung im Topfpflanzenanbau durch einfache und robuste Verfahren zur Vor-Ort-Analyse

Bayerisches Staatsministerium für
Ernährung, Landwirtschaft und Forsten

Impressum

Herausgeber:

Hochschule Weihenstephan-Triesdorf
Zentrum für Forschung und Wissenstransfer
Institut für Gartenbau
Am Staudengarten 10, 85354 Freising
igb@hswt.de/+49(0)8161 71-3347
www.hswt.de/forschung/forschungseinrichtungen/igb.html

Projektleitung: Prof. Dr. Elke Meinken
Text und Grafiken: Dr. Dieter Lohr
Projektbearbeitung: Daniel Hauck

In Zusammenarbeit mit:

Erzeugerring für Blumen und Zierpflanzen Bayern Süd e.V.
Bahnhofstr. 10, 85406 Zolling

STEP Systems GmbH
Duisburger Str. 44, 90451 Nürnberg

Bayerischer Gärtnerei-Verband e. V.
Sigmund-Riefler-Bogen 4, 81829 München

Bildnachweis:

Hochschule Weihenstephan-Triesdorf
Zentrum für Forschung und Wissenstransfer
Institut für Gartenbau

Förderung:

Bayerisches Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten
Ludwigstraße 2, 80539 München

Gestaltung:

Hochschule Weihenstephan-Triesdorf
Zentrum für Forschung und Wissenstransfer
Institut für Gartenbau

Freising-Weihenstephan, April 2022

Inhaltsverzeichnis

Impressum 2
1 Einführung 4
2 Veränderung von chemischen Substrateigenschaften 4
2.1 pH-Wert-Veränderungen in Kultursubstraten 5
2.1.1 Ursachen für pH-Wert-Veränderungen 5
2.1.2 Folgen einer pH-Wert-Veränderung 9
2.1.3 Maßnahmen zur Regulierung des pH-Wertes 10
2.2 Stickstoffdynamik in Kultursubstraten 11
2.2.1 Ursachen für eine hohe Stickstoffdynamik 11
2.2.2 Auswirkungen einer hohen Stickstoffdynamik 14
2.2.3 Maßnahmen zur Verbesserung der Stickstoffversorgung 15
3 Grundsätze der Analytik 16
3.1 Einsatzbereiche wichtiger Analyseverfahren 16
3.2 Angabe von Analysenergebnissen 17
3.3 Qualität von Analyseverfahren 19
3.4 Richtwerte für die Interpretation von Analysenergebnissen 20
4 Vor-Ort-Analyse von pH-Wert, Salz- und Stickstoffgehalten 21
4.1 Messung des pH-Wertes mittels Einstichelektrode 21
4.2 Bestimmung des Salzgehalts über die Aktivitätsmessung 24
4.3 Bestimmung des Stickstoffgehaltes 26
5 Verzeichnisse 30
5.1 Abbildungsverzeichnis 30
5.2 Tabellenverzeichnis 30

1 Einführung

Der aktuelle Trend im Gartenbau geht hin zu einer nachhaltigeren Produktionsweise. Dies bedeutet einen zunehmenden Verzicht auf Torf sowie die Umstellung von mineralischen auf organische Düngemittel. Für den Gärtner steigt damit das Kulturrisiko allerdings erheblich. Mögliche Qualitäts- und Ertragseinbußen sind mehrheitlich auf Salzschäden durch zu schnelle Mineralisierung von organischen Düngern, auf Mangel an Stickstoff (N) durch mikrobielle Festlegung von N beim Abbau organischer Torfersatzstoffe sowie auf eine Veränderung des pH-Wertes im Kultursubstrat durch mikrobielle Um- und Abbauprozesse zurückzuführen. Um das Kulturrisiko zu reduzieren, ist eine engmaschige Überwachung des pH-Wertes sowie des Salz- und Stickstoffgehaltes im Substrat unabdingbar. In diesem Leitfaden sollen die Möglichkeiten und Grenzen einer Vor-Ort-Bestimmung dieser Parameter erläutert werden. Die Erkenntnisse basieren auf dem vom Bayerischen Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten geförderten Forschungsprojekt "Entwicklung von einfachen und robusten Analyseverfahren zur Optimierung der organischen Düngung im nachhaltigen Anbau von Zierpflanzen und Topfkräutern", das von der Hochschule Weihenstephan-Triesdorf in Kooperation mit dem Erzeugerring für Blumen und Zierpflanzen Bayern Süd e.V., der STEP Systems GmbH und dem Bayerischen Gärtnereiverband e.V. durchgeführt wurde. Bevor auf die konkreten Möglichkeiten zur Vor-Ort-Bestimmung eingegangen wird, werden zum besseren Verständnis zunächst diesbezüglich wichtige prinzipielle Zusammenhänge zur Veränderung von chemischen Substrateigenschaften während der Kultur sowie einige grundsätzliche Punkte zur Analyse von Kultursubstraten und vor allem zur Interpretation von Analysenergebnissen angesprochen.

2 Veränderung von chemischen Substrateigenschaften

In diesem Kapitel soll vor allem für den pH-Wert und den N-Gehalt umrissen werden, wie stark sich die Werte im Substrat verändern können, wann das Risiko von Veränderungen besonders groß ist, welche Folgen aus pflanzenbaulicher Sicht möglich sind und welche Gegenmaßnahmen ergriffen werden können. Auf den Salzgehalt wird nur am Rande in Abschnitt 2.2.2 eingegangen, da er von Seiten der Nährstoffe her in hohem Maße aus dem N-Gehalt resultiert.

2.1 pH-Wert-Veränderungen in Kultursubstraten

2.1.1 Ursachen für pH-Wert-Veränderungen

Es gibt eine Reihe von Faktoren, die den pH-Wert im Substrat maßgeblich beeinflussen können. Erschwerend kommt hinzu, dass zum Teil auch Wechselwirkungen zwischen diesen Faktoren bestehen. Im Folgenden sollen die wesentlichen Zusammenhänge näher beleuchtet werden.

Mikrobielle Aktivität

Ganz wesentlich für die pH-Wert-Entwicklung im Substrat ist dessen mikrobielle Aktivität. Einerseits führt der mikrobielle Abbau von organischer Substanz zu einem Anstieg des pH-Wertes. Dieser Effekt ist vor allem bei stark holzfaserhaltigen Substraten deutlich ausgeprägt, da Holzfasern zum einen sehr leicht mikrobiell abbaubar sind und darüber hinaus nur eine sehr geringe Pufferkapazität gegenüber pH-Veränderungen aufweisen. Umgekehrt bewirkt die Nitrifikation, d.h. die mikrobielle Umwandlung von Ammonium zu Nitrat, ein starkes Absinken des pH-Wertes. In der Praxis heben sich die Wirkungen dieser beiden an sich gegenläufigen Prozesse aber in der Regel nicht auf, da sie meistens zeitversetzt stattfinden und zudem das Ausmaß des pH-Effekts unterschiedlich ist. Aus diesem Grund verläuft der pH-Wert im Substrat häufig wellenförmig. Dies ist beispielhaft in Abb. 1 für eine Holzfaser, die zum N-Ausgleich organisch mit Horn aufgedüngt wurde, während einer zehnwöchigen Inkubation dargestellt. In den ersten beiden Wochen unterliegt die Holzfaser einem starken mikrobiellen Abbau, so dass es zu einem Anstieg des pH-Wertes kommt. Eine gegenläufig wirkende Nitrifikation ist noch nicht zu verzeichnen, da zunächst der organisch gebundene Stickstoff zu Ammonium mineralisiert werden muss. Ab der dritten Woche überwiegt dann der versauernde Effekt der Nitrifikation. In dieser Phase ist der mikrobielle Abbau der Holzfaser und damit die daraus resultierende pH-Anhebung bereits weitgehend abgeschlossen.

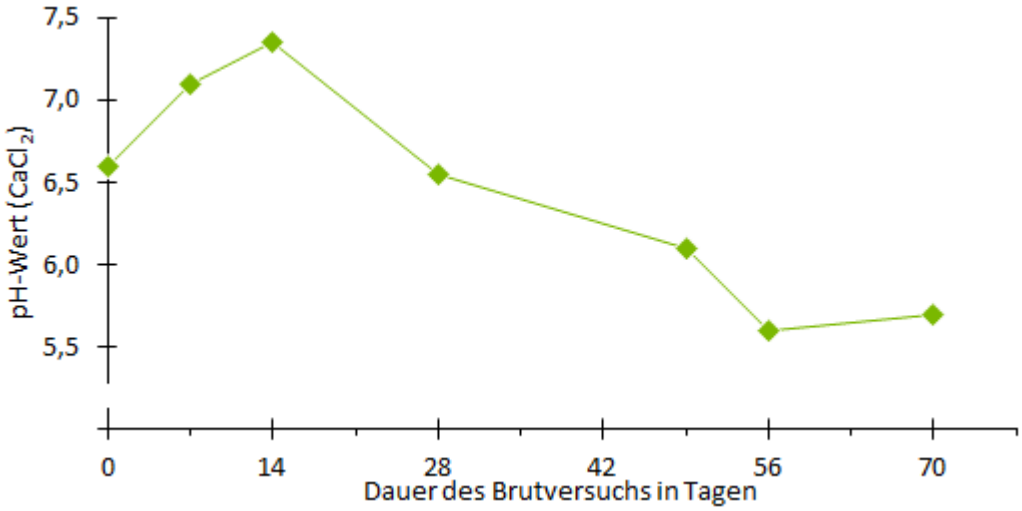


Abb. 1: Verlauf des pH-Wertes während der zehnwöchigen Inkubation einer Holzfaser mit organischem N-Ausgleich (Hornmehl)

Stickstoffform und Wurzelaktivität

Neben der mikrobiellen Aktivität spielen die gedüngte Stickstoffform und die Aktivität der Pflanzenwurzel eine entscheidende Rolle für die pH-Entwicklung im Substrat. Beide Parameter wirken über Wurzelausscheidungen, denen zwei Mechanismen zu Grunde liegen: Erstens werden von Pflanzenwurzeln bei der Aufnahme von Nährstoffen sauer wirkende H^+- bzw. alkalisch wirkende OH^--Ionen zum Ladungsausgleich abgegeben. Ob die Abgabe von H^+ oder OH^- überwiegt, hängt maßgeblich von der gedüngten Stickstoffform – Ammonium oder Nitrat – ab. Zweitens scheiden Pflanzenwurzeln zum Teil organische Säuren aus, um sich Nährstoffe im Substrat besser verfügbar zu machen. Den ersten Mechanismus nutzt man bei der Regulation des pH-Wertes über die für die Düngung gewählte Stickstoffform: Nimmt die Pflanze den Stickstoff vor allem in Form positiv geladener Ammoniumionen (NH_4^+) auf, gibt die Pflanzenwurzel zum Ladungsausgleich H^+-Ionen ins Substrat ab, wodurch es zu einer Versauerung kommt. Umgekehrt werden bei überwiegender Aufnahme negativ geladener Nitrationen (NO_3^-) OH^--Ionen ausgeschieden, wodurch der pH-Wert steigt. Unabhängig von der Aufnahme durch die Pflanze führt Ammonium noch zusätzlich zu einer Erniedrigung des pH-Werts, da die versauernde Wirkung der Nitrifikation stärker ist als die alkalisierende Wirkung bei der Aufnahme des entstandenen Nitrats durch die Pflanze. Da zudem bei gleicher aufgenommener Stickstoffmenge im Fall von Nitrat weniger OH^--Ionen abgegeben werden als H^+-Ionen beim Ammonium – ein Teil der überschüssigen negativen Ladungen wird bei Stoffwech-

selprozessen neutralisiert – wirkt sich die Aufnahme von Stickstoff als Ammonium stärker auf den pH-Wert aus als die Aufnahme von Nitrat. Beide Sachverhalte haben zur Folge, dass es bereits bei Düngemitteln mit einem relativ geringen Ammoniumanteil zum Absinken des pH-Wertes im Substrat kommt. Abb. 2 zeigt den Einfluss des Ammonium-Nitrat-Verhältnisses im Dünger auf den Verlauf des pH-Wertes eines Weißtorfsubstrates während der Kultur von *Calibrachoa* bei unterschiedlicher Karbonathärte des Gießwassers. Innerhalb der ersten vier Kulturwochen sind keine Unterschiede im pH-Wert zu erkennen. Mit zunehmendem Wachstum und damit einer zunehmenden Stickstoffdüngung bzw. -aufnahme durch die Pflanze entwickeln sich die pH-Werte dann immer weiter auseinander: Grundsätzlich sind die pH-Werte bei dem sehr weichen Gießwasser niedriger als beim Gießwasser mit 16° Karbonathärte und sie nehmen innerhalb beider Wasserqualitäten mit steigendem Ammoniumanteil im Dünger ab. Zu Ende der Kultur unterscheiden sich die anfangs identischen pH-Werte um nahezu 2 pH-Einheiten.

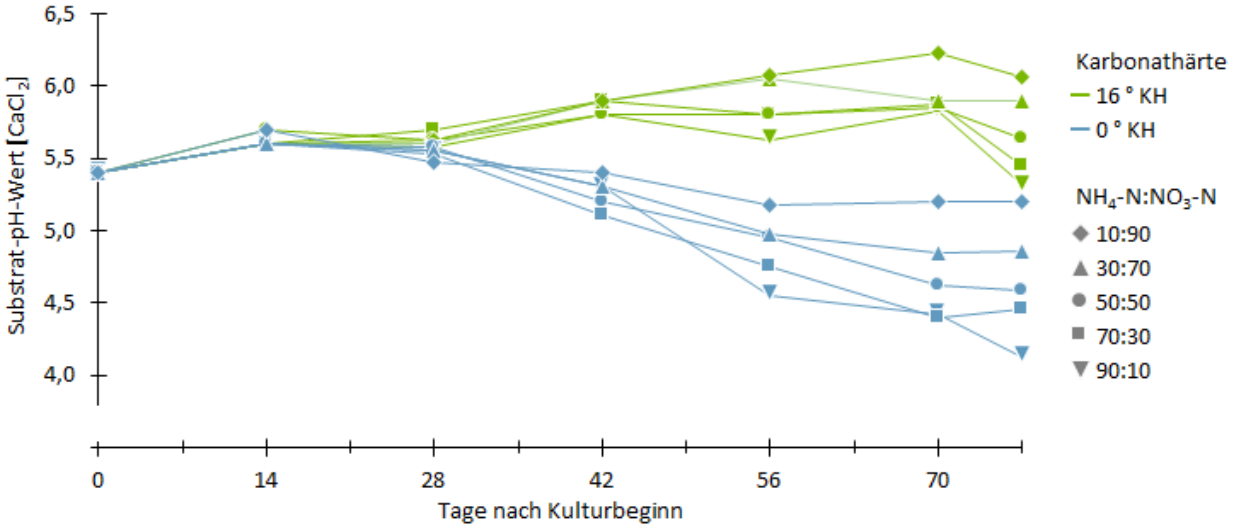


Abb. 2: Einfluss des Ammonium-N- zu Nitrat-N-Verhältnisses des Düngers in Verbindung mit der Karbonathärte des Gießwassers auf den pH-Wert eines Torfsubstrats im Verlaufe einer *Calibrachoa*-Kultur

Außer durch Ammonium kann der pH-Wert vor allem im wurzelnahen Raum durch die aktive Ausscheidung organischer Säuren von der Pflanzenwurzel deutlich abgesenkt werden. Diese Wurzelausscheidungen verbessern zum einen die Pflanzenverfügbarkeit von Nährelementen – insbesondere von Phosphor und Spurenelementen. Zum zweiten dienen sie als Nahrungsquelle für Mikroorganismen, von deren Wachstum wiederum die Pflanze profitiert. Die Intensität und Art der Wurzelausscheidungen unterscheidet sich allerdings erheblich zwischen verschiedenen Pflanzengattungen und wird

zudem von externen Faktoren, z. B. der Verfügbarkeit von Phosphor oder Eisen, beeinflusst. Anders als bei der N-Form sind die Effekte daher nur schwer quantifizierbar und für den Gärtner auch nicht beeinflussbar.

Substratbestandteile

Die zwei wesentlichen Eigenschaften von Substratbestandteilen im Hinblick auf die Beeinflussung des pH-Wertes im Kulturverlauf sind die pH-Pufferkapazität und der Karbonatgehalt. Die pH-Pufferkapazität geht einher mit der Anzahl variabler Ladungen. Huminstoffe weisen eine besonders hohe Anzahl solcher Ladungen auf, weswegen vor allem stark zersetzte Torfe (Schwarztorf) und Rindenhumus eine sehr hohe pH-Pufferkapazität haben. Unabhängig von den Kulturbedingungen ändern sich die pH-Werte daher bei der Verwendung von Schwarztorf bzw. Rindenhumus als Substratbestandteil nur sehr wenig während der Pflanzenkultur. Umgekehrt können bei Substratbestandteilen mit einer geringen pH-Pufferkapazität, insbesondere sehr schwach zersetztem Weißtorf und Holzfasern, je nach Kulturbedingungen sehr starke Schwankungen des pH-Wertes auftreten. Grüngutkomposte enthalten zwar auch viele Huminstoffe, bei ihnen wird deren pH-Pufferwirkung aber in der Regel durch den hohen Karbonatgehalt überdeckt. Da der in Grüngutkomposten enthaltene kohlensaure Kalk (Calcium- bzw. Magnesiumkarbonat) in der Regel nur wenig reaktiv ist, wirkt er sich allerdings nicht unmittelbar auf den pH-Wert aus. Vielmehr ist oft ein langsamer aber kontinuierlicher Anstieg über die Kulturdauer – auch bei ansonsten versauernden Bedingungen wie einer ammoniumbetonten Düngung und einem Gießwasser mit geringer Karbonathärte – zu beobachten (Abb. 3).

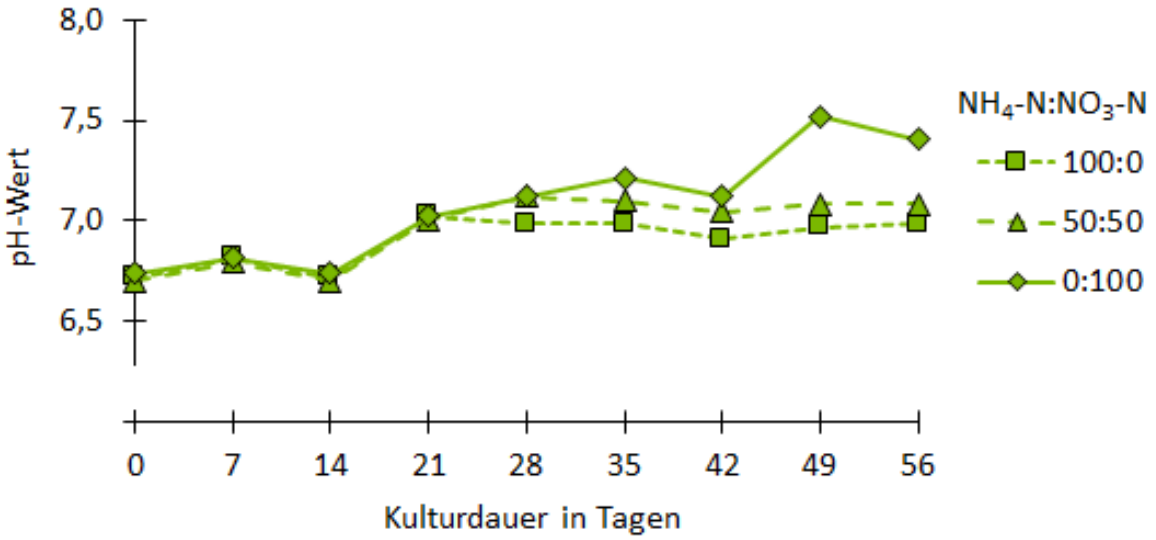


Abb. 3: Verlauf der pH-Werte in einem Substrat mit 30 Vol.-% Grüngutkompost während der Kultur von *Calibrachoa* bei Bewässerung mit Regenwasser und Düngung mit unterschiedlichem Ammonium-N- zu Nitrat-N-Verhältnis

Eine dem Grüngutkompost vergleichbare, dauerhafte Stabilisierung des pH-Wertes bei versauernden Kulturbedingungen kann auch durch die Einmischung von Grobkalk in das Substrat erreicht werden. Während die üblicherweise für die Kalkung verwendeten kohlensauren Kalke sehr fein sind (> 95 Gew-% mit einer Körnung < 0,1 mm), weisen Grobkalke Körnungsgrößen von 0,2 bis 1,0 mm auf. Durch die geringere Oberfläche sind diese Kalke weniger reaktiv und haben damit eine langsamere Wirksamkeit.

2.1.2 Folgen einer pH-Wert-Veränderung

Der pH-Wert spielt eine entscheidende Rolle für die Pflanzenverfügbarkeit vieler Nährelemente – insbesondere von Phosphor sowie aller Spurenelemente. Dabei nimmt die Verfügbarkeit von Phosphor, Eisen, Zink, Mangan, Kupfer und Bor mit steigendem pH-Wert ab, während die Verfügbarkeit von Molybdän mit steigendem pH-Wert zunimmt. Die bekannteste Auswirkung zu hoher pH-Werte im Substrat sind die durch Eisenmangel hervorgerufenen "Kalkchlorosen" (Abb. 4).

Abb. 4: Fe-Mangelsymptome an *Calibrachoa* in Folge eines zu hohen pH-Wertes im Substrat

Vergleichbare Symptome können aber auch bei tiefen pH-Werten auftreten. Die Ursache ist ein Überschuss einzelner Spurenelemente, man spricht dann von einem induzierten Eisenmangel. Das größte Risiko besteht beim Mangan, weil bei diesem Spurenelement die Zunahme der Pflanzenverfügbarkeit mit fallendem pH-Wert am stärksten ausgeprägt ist. Da einige Torfersatzstoffe, vor allem Rindenhumus und in einem geringeren Umfang auch Holzfaser, im Gegensatz zu Torf hohe Mengen an Mangan enthalten können, sind bei torfreduzierten oder torffreien Substratmischungen bereits bei pH-Werten zwischen 5,0 und 5,5 durch Manganüberschuss induzierte Eisenmangelchlorosen möglich. Demgegenüber werden bei torfbasierten Substraten auch tiefe pH-Werte deutlich unter pH 5 in der Regel sehr gut vertragen.

2.1.3 Maßnahmen zur Regulierung des pH-Wertes

Bei den Maßnahmen zur pH-Wert-Regulierung ist zwischen vorbeugenden Maßnahmen während der Substratherstellung und dem regulatorischen Vorgehen während der Kultur zu unterscheiden. Die wichtigste Maßnahme, um Problemen durch ungünstige pH-Werte – egal ob zu hoch oder zu tief – von vorneherein aus dem Weg zu gehen, ist die Abstimmung des Ausgangs-pH-Wertes im Substrat auf die während der Kultur zur Verfügung stehende Wasserqualität und die beabsichtigte Stickstoffdüngung. Wie im Abschnitt 2.1.1 gezeigt, haben beide Faktoren einen erheblichen Einfluss auf die Entwicklung des pH-Wertes im Kulturverlauf. Bei tendenziell versauernden Kulturbedingungen (Gießwasser mit geringer Karbonathärte bzw. ammoniumbetonte oder organische Stickstoffdüngung) sollte das Substrat auf einen etwas höheren pH-Wert aufgekalkt und eventuell zusätzlich mit Grobkalk bevorratet werden. Ähnlich positiv kann sich unter versauernden Verhältnissen auch die Verwendung von komposthaltigen Substraten auswirken. Umgekehrt ist bei eher alkalisierenden Kulturbedingungen (karbonathartes Gießwasser bzw. nitratbetonte Düngung) zu Kulturbeginn ein tieferer pH-Wert zu empfehlen. Anstatt einer Kalkung zur Anhebung des Substrat-pH-Wertes ist bei der Substratherstellung auch eine Absenkung des pH-Wertes möglich. Dazu wird elementarer Schwefel eingemischt, bei dessen mikrobieller Umsetzung es infolge Schwefelsäurebildung zu einer Versauerung kommt. Vor allem bei stark komposthaltigen Substratmischungen können damit gute Erfolge erzielt werden. Allerdings verlangt das Verfahren sehr viel Fingerspitzengefühl, da es bei einer Überdosierung sehr schnell zu einem extremen pH-Abfall auf Werte bis pH 2 oder sogar 1 kommen kann.

Geeignete Maßnahmen zur pH-Regulierung während der Kultur unterscheiden sich hinsichtlich ihrer Wirkungsgeschwindigkeit. Zu den langsam wirkenden Maßnahmen gehört die Wahl des Gießwassers (Höhe der Karbonathärte) und der Stickstoffform (ammonium- oder nitratbetont bzw. organisch). Die damit erzielbare Wirkung ist bei schwachwüchsigen Pflanzen und/oder bei Anbau in den Wintermonaten aber wegen des geringen Wasser- und Stickstoffbedarfs der Kulturen äußerst begrenzt. Die schnellwirksamen Maßnahmen beschränken sich auf Kalkmilchgaben (suspendierter Löschkalk) zur pH-Anhebung bzw. auf die Ausbringung von suspendiertem elementaren (Netz)schwefel zur pH-Absenkung. Beiden Verfahren ist gemeinsam, dass die Wirkung sehr heftig sein kann und nur schwer vorhersehbar ist. Außerdem können sich erhebliche vertikale pH-Gradienten im Topf ausbilden. Zudem müssen die Suspensionen zur Vermeidung von

Pflanzenschäden so gezielt appliziert werden, dass möglichst keine Ablagerungen auf den Pflanzen verbleiben. Sie sollten daher nur das allerletzte Mittel sein und äußerst vorsichtig gehandhabt werden.

Auf Grund der Vielzahl von Einflussfaktoren, der Schwierigkeiten, schnell und gezielt auf unerwünschte Veränderungen reagieren zu können, sowie der z.T. erheblichen Probleme, die durch pH-Veränderungen verursacht werden, ist die kontinuierliche Überwachung des pH-Werts sowie die vorausschauende Nachjustierung durch geeignete Kulturführungsmaßnahmen ein wesentlicher Baustein für den Kulturerfolg im nachhaltigen Anbau von Topfpflanzen.

2.2 Stickstoffdynamik in Kultursubstraten

2.2.1 Ursachen für eine hohe Stickstoffdynamik

Bei der Stickstoffdynamik sind zwei Aspekte zu berücksichtigen:

- der Anstieg des Gehaltes an Mineralstickstoff durch die Umsetzung von organisch gebundenem Stickstoff zu Ammonium (Mineralisation) und die anschließende Umwandlung des Ammoniums in Nitrat (Nitrifikation).
- der Abfall des Gehaltes an Mineralstickstoff – bevorzugt Ammoniumstickstoff – durch Einbau in organische Stickstoffverbindungen der mikrobiellen Biomasse (Immobilisierung).

In organisch gedüngten und torfreduzierten Substraten laufen alle drei Prozesse in der Regel mehr oder weniger gleichzeitig ab, so dass für den Gärtner nur der Nettoeffekt sichtbar wird. Zudem ist die Immobilisierung prinzipiell reversibel, d.h. der von den Mikroorganismen in ihre Körpersubstanz eingebaute Stickstoff kann nach deren Absterben wieder mineralisiert werden. Da es sich bei allen Prozessen um mikrobielle Vorgänge handelt, können sie bei entsprechend optimalen Bedingungen (ausreichend hohe Temperatur und Feuchtigkeit, schwach saurer pH-Wert) grundsätzlich sehr rasch ablaufen. Die Geschwindigkeit und Intensität lässt sich allerdings nur bedingt prognostizieren. Es ist aber davon auszugehen, dass die Prozesse der Stickstoffdynamik insbesondere innerhalb der ersten Kulturwochen die größten pflanzenbaulichen Auswirkungen haben. Dies wird aus den in Abb. 5 dargestellten Veränderungen des Gehalts an Mineralstickstoff im Kulturverlauf deutlich: Bei den stark torfreduzierten Substraten (Torfanteil < 50 Vol.-%) sinkt der Gehalt an Mineralstickstoff innerhalb der ersten Kulturwochen im Mittel um etwas mehr als 100 mg N/l ab, während er bei den weniger torfreduzierten (Torfanteil 50

bis 75 Vol.-%) und den torfreichen (Torfanteil > 75 Vol.-%) Substraten relativ konstant bleibt. Im weiteren Kulturverlauf sind in Abhängigkeit vom Torfanteil keine eindeutigen Unterschiede mehr zu erkennen. Zwar liegt der Mineralstickstoffgehalt der stark torfreduzierten Substrate im Mittel unterhalb des Ausgangsniveaus, er hält sich aber wie bei den weniger stark torfreduzierten Substraten auf einem relativ konstanten Level. Zudem ist unabhängig vom Torfanteil im Substrat eine gleichmäßige Zunahme der Streuung zu beobachten, die auf die kulturdifferenziert einsetzende Nachdüngung und den zunehmenden Stickstoffentzug durch die Pflanzen zurückzuführen ist.

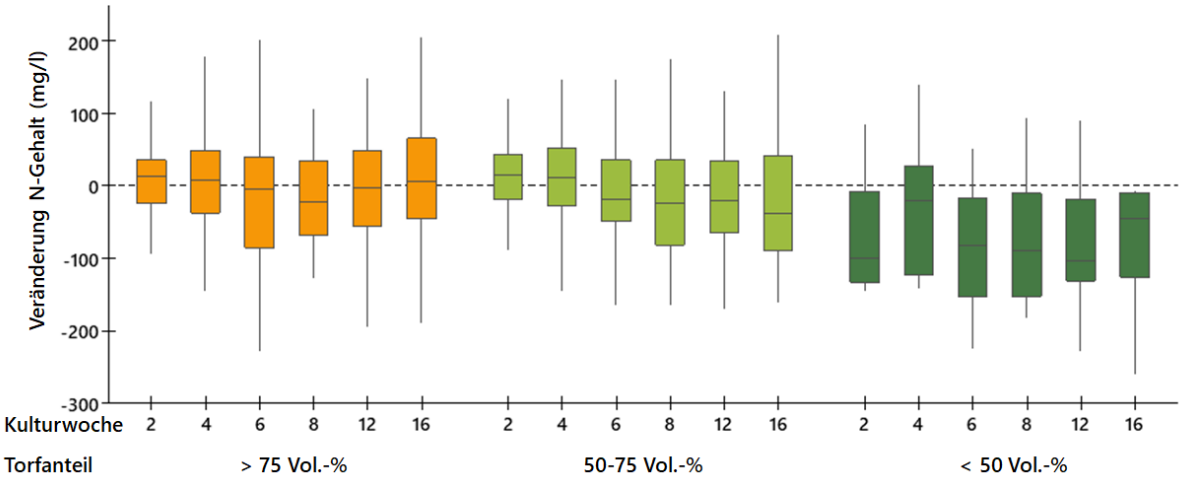
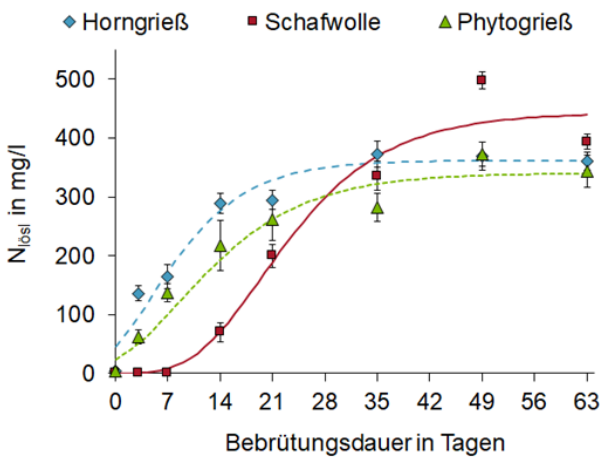


Abb. 5: Veränderung des Gehalts an Mineralstickstoff im Substrat während der Anzucht überwiegend mineralisch gedüngter Zierpflanzenkulturen (v.a. Frühjahrsblüher, Beet- und Balkonpflanzen und Poinsettien) im Vergleich zu Kulturbeginn in Abhängigkeit vom Torfanteil im Substrat

Entscheidend für das Ausmaß der Stickstoffdynamik von Kultursubstraten ist die mikrobielle Abbaubarkeit der verwendeten Substratausgangsstoffe und deren C:N-Verhältnis. Die potentielle Stickstoffimmobilisierung ist umso höher, je leichter ein Stoff mikrobiell abbaubar und je weiter sein C:N-Verhältnis ist. Auf Holzfaserstoffe (genauso wie auf die seltener verwendeten Holzhäcksel) trifft auf Grund des hohen Gehaltes an Cellulose beides zu. Die Substrathersteller versuchen dem daraus resultierenden Problem der Stickstoffimmobilisierung entgegenzuwirken, indem sie entweder direkt bei der Holzfaserherstellung oder später beim Mischen der gebrauchsfertigen Substrate zusätzlich eine langsam fließende Stickstoffquelle zugeben. Bei Holzfasern für den konventionellen Anbau erfolgt dieser N-Ausgleich in der Regel mit Harnstoffaldehydkondensaten, bei Biosubstraten hingegen mit natürlichen organischen Düngern wie zum Beispiel Horn. Ziel der Hersteller ist es, das C:N-Verhältnis soweit einzuengen, dass sich der trotzdem stattfindende mikrobielle Abbau der Holzfaser durch die Mikroorganismen nicht im Gehalt an

mineralischem Stickstoff im Substrat bemerkbar macht. Die Holzfaser wird durch diese Maßnahme – anders als es der Begriff "stickstoffstabilisierte Holzfaser" suggeriert – also nicht abbaustabiler. Vielmehr wird versucht, zwei mikrobielle Prozesse – den Abbau der Holzfaser und die Mineralisation des zugegebenen organisch gebundenen Stickstoffs – spiegelbildlich deckungsgleich zu bekommen, was allerdings trotz jahrelanger Bemühungen immer noch nicht hundertprozentig funktioniert. Zu den weiteren Torfersatzstoffen, bei denen eine erhebliche Stickstoffimmobilisierung auftreten kann, zählen grundsätzlich alle cellulosereichen pflanzlichen Materialien (Hanffasern, Miscanthus, Flachsschäben, Niedermoor-Paludikulturmaterial), die aber derzeit in Kultursubstraten nur ein Nischendasein führen. Bei Komposten und insbesondere Rindenhumus ist eine hohe Stickstoffimmobilisierung ein Zeichen für eine ungenügende Qualität. Sofern auf qualitativ hochwertige, möglichst gütegesicherte Produkte zurückgegriffen wird, sollte es bei diesen Komponenten daher keine nennenswerten Probleme bezüglich Stickstoffimmobilisierung geben. Gleiches gilt für Kokosprodukte, die ohnehin in der Regel nur wenig Stickstoff immobilisieren.

Neben der Stickstoffimmobilisierung trägt bei organisch gedüngten Substraten die Stickstoffmineralisation erheblich zur N-Dynamik bei. Auch sie läuft oft sehr schnell ab und ist zumeist innerhalb weniger Wochen abgeschlossen. In dem in Abb. 6 dargestellten Brutversuch mit insgesamt 14 unterschiedlichen pflanzlichen und tierischen Düngern konnte lediglich bei Schafwolle und dem Dünger Cuxin Xtra-1 eine gewisse Verzögerung der Stickstoffmineralisation festgestellt werden. Bei allen anderen organischen Düngern wurden bereits innerhalb der ersten drei bis vier Wochen 90 % des während der neunwöchigen Bebrütung insgesamt freigesetzten Stickstoffs mineralisiert.



Dünger	Tage bis zur Freisetzung von 50 % des insgesamt freigesetzten N	75 %	90 %
Horngries	6	10	15
Schafwolle	27	35	44
Schweineborsten	6	11	16
Lupinenschrot	7	10	15
Futtererbsenschrot	17	23	30
Ackerbohnenschrot	13	19	27
Phytogries	8	15	23
Phytogran	8	14	20
Phytomalz	7	12	18
Maltaflor	2	7	12
Cuxin Xtra-1	20	33	49
Cuxin Eco 4	7	13	19
OPF granular	0	2	3
UP Obst & Gemüse	5	8	11

Abb. 6: Stickstoffmineralisation aus organischen Düngemitteln im Brutversuch

2.2.2 Auswirkungen einer hohen Stickstoffdynamik

Bei der Stickstoffimmobilisierung liegen die Auswirkungen klar auf der Hand: Der immobilisierte Stickstoff fehlt der Pflanze und es kommt zu einem entsprechenden Minderwachstum. Zwar ist das Problem wie beschrieben vor allem zu Kulturbeginn immanent, der temporäre N-Mangel kann aber trotzdem langfristige Folgen haben. Der erlittene Wachstumsrückstand lässt sich nämlich oft nicht mehr vollständig aufholen, da die Pflanzen einige Zeit brauchen, um sich zu regenerieren. Auch wenn es zunächst paradox erscheint, kann vor allem bei stark holzfaserhaltigen Substraten eine "zu geringe" Stickstoffimmobilisierung ebenfalls zum Problem werden. Dies ist dann der Fall, wenn der Gärtner – wie vielfach empfohlen – seine Stickstoffdüngung einfach pauschal erhöht. Diese Maßnahme führt dann genauso wie eine zu rasche Stickstofffreisetzung aus organischen Düngemitteln zu einer Stickstoffanreicherung im Substrat. Die Folgen hiervon hängen maßgeblich von der im Substrat vorliegenden Stickstoffform ab. Kommt es auf Grund einer verzögerten Nitrifikation zu einer Anreicherung von Ammoniumstickstoff, kann dies unterschiedliche negative Auswirkungen auf die Pflanzen haben. Zum einen zeigen viele Pflanzen infolge schlechter Ammoniumverträglichkeit ein stark reduziertes Wachstum und eine dunkle, fahlgrüne Laubfarbe. Besonders deutlich ist dies unter anderem an den Keimblättern von frisch aufgelaufenem Basilikum zu erkennen (Abb. 7). Zudem kommt es bei sehr hohen Ammoniumgehalten im Substrat und gleichzeitig hohen pH-Werten über 6,5 bis 7,0 zur Bildung von gasförmigem Ammoniak, das starke Pflanzenschäden wie das Eintrocknen von Keim- und Laubblättern hervorrufen kann.

Abb. 7: Keimblätter von Basilikum bei ammoniumbetonter (links) und nitratbetonter (rechts) Aufdüngung des Substrats

Hohe Nitratgehalte werden von Pflanzen in der Regel deutlich besser vertragen als hohe Ammoniumgehalte. Allerdings wirkt sich Nitrat sehr stark auf den Salzgehalt im Substrat aus, da die Salzwirkung von Nitrat ungefähr drei- bis viermal stärker ist als die von Kalium. Ammonium und Phosphat machen sich demgegenüber so gut wie gar nicht im Salzgehalt bemerkbar (Abb. 8).

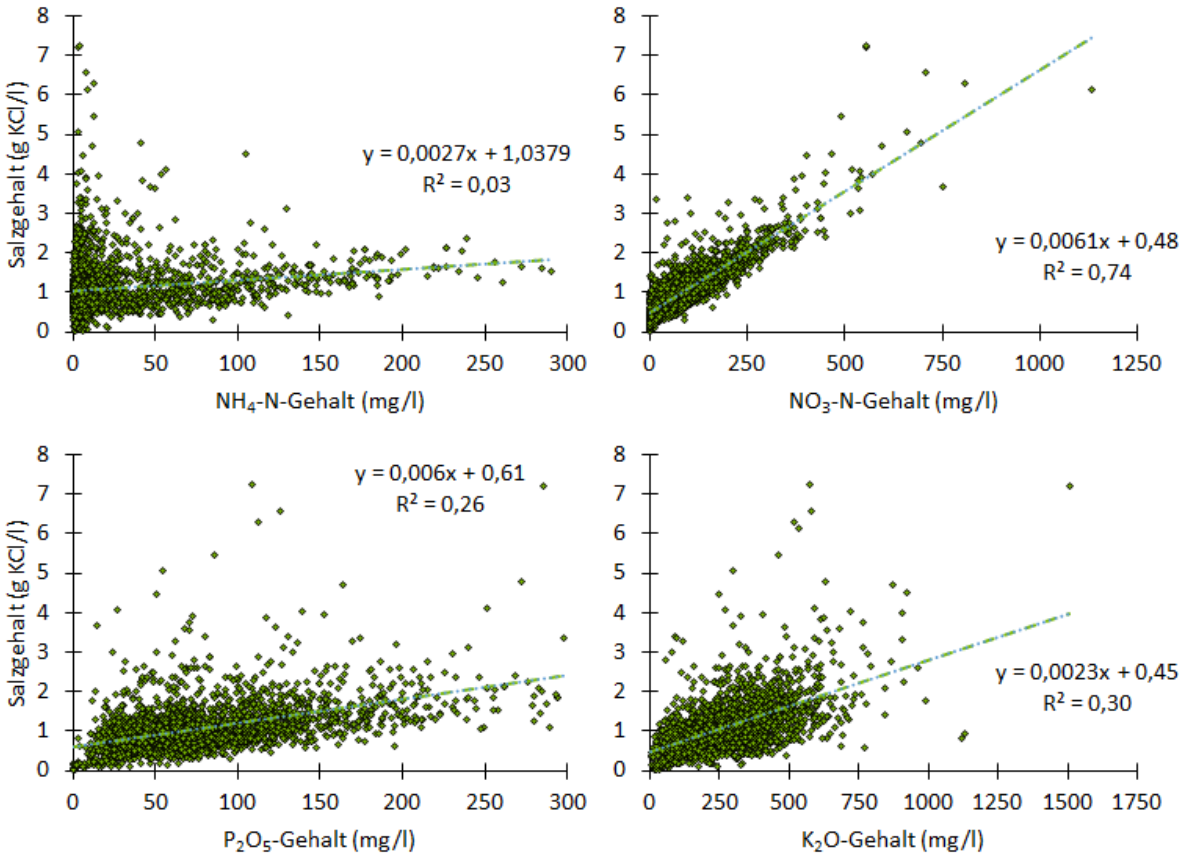


Abb. 8: Zusammenhang zwischen dem CAT-löslichen NH_4-N-, NO_3-N-, P_2O_5- bzw. K_2O-Gehalte im Substrat und dem Gehalt an wasserlöslichem Salz bei unterschiedlich zusammengesetzten Substraten (n = 2310)

2.2.3 Maßnahmen zur Verbesserung der Stickstoffversorgung

Anders als beim pH-Wert sind im konventionellen Anbau zumindest bei zu geringen Stickstoffgehalten schnelle und gezielte Gegenmaßnahmen durch Verabreichung wasserlöslicher Mineraldünger möglich. Im biologischen Anbau ist die Sache demgegenüber komplizierter, da die Dünger erst umgesetzt werden müssen. Dies passiert zwar wie gezeigt in der Regel recht rasch, aber gerade in der Hauptwachstumsphase können diese wenigen Tage Verzögerung bereits negative Folgen haben. Bei zu hohen Stickstoffgehalten sind die Handlungsoptionen grundsätzlich äußerst beschränkt. Außer der sofortigen

Aussetzung der Düngung und einer Vermeidung von Salzschäden durch eine etwas feuchtere Kulturführung kann der Gärtner kaum reagieren. Umso wichtiger ist es, sowohl den Stickstoff- als auch den Salzgehalt im Substrat fortlaufend zu überwachen.

3 Grundsätze der Analytik

Bevor konkret auf die Möglichkeiten einer Vor-Ort-Analyse eingegangen wird, sollen im Folgenden zunächst einige Grundsätze zur Analyse von Kultursubstraten erläutert werden: zum einen welche Analyseverfahren üblich sind und wie deren Qualität zu beurteilen ist sowie des Weiteren wie Analysenergebnisse angegeben werden und wie man sie interpretieren kann.

3.1 Einsatzbereiche wichtiger Analyseverfahren

Bei der Interpretation von Analysenergebnissen ist stets darauf zu achten, dass das bei der untersuchten Probe eingesetzte Analyseverfahren mit dem übereinstimmt, auf dem die zur Beurteilung herangezogenen Richtwerte basieren. Zentral ist dabei das verwendete Extraktionsmittel. So wird beispielsweise in Deutschland der pH-Wert von Kultursubstraten in einer $CaCl_2$-Suspension bestimmt, während in den Niederlanden und im anglo-amerikanischen Raum entsalztes Wasser als Suspendierungsmittel genutzt wird. Je nach Zusammensetzung des Substrats können die gemessenen pH-Werte entweder fast identisch sein oder sich um bis zu eine pH-Stufe unterscheiden, wobei der Wert in Wasser dann immer höher ist als der in $CaCl_2$. Bei den Hauptnährstoffen (N, P, K, Mg) werden sogar innerhalb von Deutschland unterschiedliche Verfahren verwendet. Die bei Stickstoff und Magnesium üblichen Extraktionsmittel $CaCl_2$ und CAT führen allerdings zum gleichen Ergebnis. Anders ist es bei Phosphor und Kalium, die mit CAT oder CAL extrahiert werden. Im Falle von Kalium besteht zumindest ein gewisser Zusammenhang zwischen den beiden Verfahren, wobei der in CAL ermittelte Wert etwa 30 % größer ist als der in CAT gemessene. Die mit den beiden Extraktionsmitteln erhaltenen K-Gehalte sind daher mit dem Faktor 1,3 ineinander umrechenbar. Bei Phosphor besteht dagegen keinerlei Zusammenhang zwischen den in CAT und CAL analysierten Werten. Grundsätzlich ist der P-Gehalt in CAL immer höher als der in CAT. Der Unterschied kann je nach Substratzusammensetzung und pH-Wert im Substrat nur wenige Milligramm ausmachen, aber durchaus auch ein Vielfaches des CAT-Wertes betragen. Dies sollte man unter anderem bei Betrachtung der von den Substratherstellern deklarierten Werte im Hinterkopf

haben. Die meisten Hersteller geben Phosphor und Kalium in CAL an, viele Gärtner beauftragen die Analysen dagegen in CAT. Das macht aus fachlicher Sicht durchaus Sinn. Während sich der Gehalt an CAT-löslichem Phosphat über die Zeit erheblich ändern kann, ist der CAL-lösliche Gehalt relativ stabil. Letzteres erleichtert den Substratherstellern eine korrekte Deklaration. Auf der anderen Seite spiegelt das CAT-lösliche Phosphat aber die aktuell pflanzenverfügbare P-Menge besser wider, was aus Sicht des Gärtners das entscheidende Kriterium ist.

Auch bei der Bestimmung des Salzgehaltes gibt es zwei Verfahren: die Extraktion mit entsalztem Wasser und die mit gesättigter Gipslösung. Anders als beim pH-Wert und den Nährstoffgehalten stehen die beiden Verfahren aber nicht nebeneinander, sondern ergänzen sich. Üblicherweise erfolgt die Salzbestimmung im Wasserextrakt. Der Nachteil dieser Methode ist, dass im Substrat ausgefällter Gips gelöst und somit bei der Messung miterfasst wird. Da in fester Form vorliegender Gips für die Pflanze aber keine Salzwirkung hat, kommt es in gipshaltigen Substraten bei Extraktion mit Wasser zu einer deutlichen Überschätzung der Salzbelastung. Dies ist besonders stark ausgeprägt, wenn wie in Abschnitt 2.1.3 beschrieben elementarer Schwefel zur pH-Regulation eingesetzt wird, da hierbei Gips entsteht. Bei der Salzbestimmung in gesättigter Gipslösung wird der im Substrat vorhandene Gips nicht miterfasst. Deswegen wird dieses Verfahren in der Regel in Ergänzung zum Salzgehalt im Wasserextrakt gemacht, wenn im Substrat mutmaßlich Gips vorhanden ist. Für die Interpretation können bei beiden Extraktionsmitteln die gleichen Richtwerte genutzt werden.

3.2 Angabe von Analysenergebnissen

Ein weiterer Aspekt, der bei der Interpretation von Analysenergebnissen immer wieder zu Problemen führt und dem bei Vor-Ort-Analysen eine besondere Bedeutung zukommt, ist die Art und Weise der Ergebnisangabe. Im Einzelnen geht es um die Bezugsgröße (z. B. Liter Substrat oder Liter Extraktionslösung), die chemische Angabeform der Nährstoffe (z. B. Oxid- oder Elementform) und die Dimension (z. B. g oder mg). Um Fehlinterpretationen zu vermeiden, ist unbedingt darauf zu achten, dass Analyse- und Richtwerte in gleicher Weise angegeben sind.

Bei den in Deutschland üblichen VDLUFA-Analysenmethoden ist die Bezugsgröße für die Salz- und Nährstoffgehalte ein Liter Substrat. Ergebnisse aus holländischen Labo-

ren sind in der Regel auch auf einen Liter bezogen, allerdings auf einen Liter Extraktionsmittel. Erfolgt die Analyse nach genormten europäischen Methoden – die z. B. bei der Untersuchung von Kompost teilweise zum Einsatz kommen – werden die Ergebnisse ebenfalls bezogen auf das Substratvolumen angegeben, das allerdings nicht nach dem in Deutschland etablierten Verfahren bestimmt wird. Ein europäischer Liter Substrat ist somit nicht identisch mit einem deutschen, so dass Analysenergebnisse trotz gleicher Bezugsbasis und Anwendung des gleichen Extraktionsmittels zahlenmäßig voneinander abweichen können. Am greifbarsten sind die unterschiedlichen Definitionen eines Liters Substrat bei den Mengenangaben auf Substratsäcken. Das dort ausgewiesene Substratvolumen ist in der Regel deutlich größer als das Volumen der Anzahl Töpfe, die sich mit dem Substrat füllen lassen. Das hat aber nichts damit zu tun, dass die Säcke unterfüllt sind, sondern beruht darauf, dass das Substrat beim Verfahren zur Volumenbestimmung weniger stark verdichtet wird als beim Topfen in der gärtnerischen Praxis. Dieses Problem der Definition eines Liters Substrat stellt eine der größten Herausforderungen bei Vor-Ort-Analysen dar. Nur bei einer korrekten Umrechnung der in den jeweiligen Extraktionsmitteln gemessenen Werte auf die Bezugsgröße "Liter Substrat gemäß VDLUFA" dürfen die in den Tab. 1 und 2 zusammengefassten Richtwerte als Interpretationsgrundlage genutzt werden.

Neben der Bezugsgröße ist die chemische Form, in der die Nährstoffgehalte angegeben werden, eine häufige Fehlerquelle bei der Interpretation von Analysenergebnissen. Gemeint ist damit die Verbindung, die als Referenz für die Ergebnisangabe genutzt wird. Beim Stickstoff ist es üblicherweise die Elementform (N), bei Phosphor und Kalium dagegen die Oxidform (P_2O_5 bzw. K_2O). Insbesondere bei Messung mit Schnelltesten muss darauf geachtet werden, welche chemische Verbindung als Referenz verwendet wird. Da die meisten Schnellteste ursprünglich aus der Wasseranalytik stammen, unterscheiden sich die Referenzen häufig von denen im Substratbereich: Anstatt in mg NO_3-N erfolgt die Angabe in mg NO_3. Dieser Unterschied mag auf den ersten Blick unscheinbar sein, zwischen den beiden Angaben liegt aber ein Faktor von 4,43, d. h. 100 mg NO_3-N entsprechen 443 mg NO_3. Zwischen NH_4-N und NH_4 ist der Unterschied mit einem Faktor von 1,29 weniger gravierend. Bei Phosphor erfolgt die Angabe im Substratbereich als P_2O_5, während in der Wasseranalytik PO_4^{3-} üblich ist. Für die Umrechnung muss der so angegebene Wert mit 0,75 multipliziert werden.

Der dritte bei der Interpretation von Analysenergebnissen zu berücksichtigende Aspekt ist die Dimension der Ergebnisse. Ähnlich wie bei der chemischen Angabeform der Nährstoffe spielt dies bei der Umrechnung von Schnelltestmessungen eine nicht zu vernachlässigende Rolle, da es durch unterschiedliche Dimensionen leicht zu Umrechnungsfehlern kommen kann. Dies ist vor allem der Fall, wenn Umrechnungsfaktoren herangezogen werden, bei denen nicht klar ist, ob sie Dimensionswechsel beinhalten bzw. welche es gegebenenfalls sind. Hier hilft nur, sich die einzelnen Schritte der Umrechnung genau anzuschauen und die Ergebnisse auf Plausibilität zu prüfen. Nicht immer ist ein Messfehler für ein unplausibles Ergebnis verantwortlich, manchmal kann es nur ein Kommafehler bei der Umrechnung sein.

3.3 Qualität von Analyseverfahren

Ein ganz wichtiger Punkt bei der Interpretation von Analysenergebnissen – der in der Praxis allzu häufig vernachlässigt wird – ist die Berücksichtigung der Qualität des Analyseverfahrens und damit die Frage, ob eine Abweichung zwischen dem analysierten Wert und dem Sollwert einen echten Unterschied bedeutet oder der Unsicherheit des Analyseverfahrens geschuldet ist. In der Analytik stellt die Ermittlung von Messunsicherheiten einen essentiellen Bestandteil der Qualitätssicherung dar und erfolgt in der Regel in Form von sogenannten Ringversuchen. Federführend in Deutschland für die Durchführung solcher Ringversuche im Bereich der Agraranalytik allgemein und für den Bereich der Kultursubstrate im speziellen ist der VDLUFA. Im Rahmen von Ringversuchen untersuchen verschiedene Labore identische Proben und anschließend werden die Ergebnisse miteinander verglichen. Auf Grundlage mehrjähriger Ringversuche – im Jahr 2022 steht die 75. Auflage des Ringversuches Kultursubstrate an – kann die Messunsicherheit eines Analyseverfahrens zuverlässig berechnet werden: Beim pH-Wert ist analytisch mit einer zufälligen Abweichung von etwa 0,2 pH-Einheiten zu rechnen. Bei den Salz- und Hauptnährstoffgehalten beträgt die Messunsicherheit im für die gärtnerische Praxis relevanten Bereich (die Messunsicherheit hängt geringfügig von der Konzentration ab) etwa 10 bis 15 %. Dabei ist grundsätzlich zu berücksichtigen, dass bei Ringversuchen nur der Analysenfehler im Labor ermittelt wird. Für den tatsächlichen Gesamtfehler kommt noch ein erheblicher Beitrag der Probenahme hinzu. Daher sollten beim Salzgehalt Abweichungen von 0,5 g/l sowie bei den N-, P_2O_5- und K_2O-Gehalten Abweichungen von 30-50 mg/l Substrat nicht überbewertet werden.

Umgekehrt ist die Qualität des Analyseverfahrens das entscheidende Kriterium bei der Beurteilung, ob das ausgewählte Verfahren für einen bestimmten Anwendungsbereich geeignet ist. Eine Methode, mit der z. B. nicht zwischen 100 und 300 mg N/l unterschieden werden kann, führt für den Gärtner nur zu einem sehr geringen Erkenntnisgewinn und ist daher in der Regel die Mühe nicht wert.

3.4 Richtwerte für die Interpretation von Analysenergebnissen

In den folgenden Tabellen sind einige Richtwerte zur Beurteilung von Analysenergebnissen zusammengefasst. Grundsätzlich wird zwischen frisch gelieferten Substraten und solchen aus stehenden Kulturen unterschieden sowie bei stehenden Kulturen nochmals nach der Art der Nachdüngung – Bewässerungs- oder Intervalldüngung – und den Nährstoffansprüchen der Pflanzen differenziert. Bei den pH-Werten ist – mit Ausnahme von Substraten für Moorbeetkulturen – ein pH-Bereich von 5,0 bis 6,5 anzustreben, wobei wie in Abschnitt 2.1.2 erwähnt vor allem bei Substraten mit Rindenhumus die pH-Werte eher im oberen Bereich angesiedelt werden sollten. Bei Moorbeetsubstraten reicht der Optimalbereich von 3,5 bis 4,5.

Tab. 1: Anzustrebende Salz- und Nährstoffgehalte in Kultursubstraten vor der Verwendung nach VDLUFA

Aufdüngung des Substrats	Salzgehalt (H_2O) in g KCl/l	Nährstoffgehalte (CAT) in mg/l		
		N	P_2O_5[1)]	K_2O[2)]
niedrig	< 1,5	50-150	30-150	70-300 (500)
hoch	< 2,5	150-350	50-300	250-500 (700)

[1)] Unter ungünstigen Bedingungen (z.B. sehr niedriger pH-Wert, hohes NH_4-N-Angebot) kann es bei Überschreitung des oberen Grenzwertes zu Pflanzenschäden (induzierter Spurenelementmangel) kommen

[2)]Die Werte in Klammern gelten für Substratmischungen mit sorptionsstarken Komponenten wie insbesondere Grüngutkompost und Rindenhumus

Tab. 2: Anzustrebende Salz- und Nährstoffgehalte während der Kultur in Abhängigkeit vom Düngungssystem und dem Nährstoffbedarf der Kultur nach VDLUFA

Düngungssystem	Nährstoffbedarf der Kultur	Salzgehalt (H_2O) in g KCl/l	Nährstoffgehalte (CAT) in mg/l		
			N[1)]	P_2O_5[2)]	K_2O[3)]
Bewässerungsdüngung	niedrig	< 1,0	30-100	30-100	30-150
	mittel	< 1,5	30-150	50-150	30-200
	hoch	< 2,0	30-200	50-200	30-250
Intervalldüngung	niedrig	< 1,5	50-100	30-100	50-150
	mittel	< 2,0	80-150	50-150	80-200
	hoch	< 2,5	100-200	50-200	100-250

[1)] Die oberen Richtwerte sollten nicht dauerhaft überschritten werden

[2)]Bei Gehalten unter 20 mg P_2O_5/l und nicht ausreichender Nachdüngung ist mit P-Mangel zu rechnen

[3)]Bei Substratmischungen mit sorptionsstarken Komponenten wie insbesondere Grüngutkompost und Rindenhu mus können die oberen Grenzen deutlich (300-700 mg/l) überschritten werden, ohne dass Schäden zu erwarten sind

4 Vor-Ort-Analyse von pH-Wert, Salz- und Stickstoffgehalten

In den folgenden Kapiteln werden die Vorgehensweise und die Beurteilung der im Rahmen des Forschungsprojekts "Entwicklung von einfachen und robusten Analyseverfahren zur Optimierung der organischen Düngung im nachhaltigen Anbau von Zierpflanzen und Topfkräutern" getesteten bzw. entwickelten Methoden zur Vor-Ort-Analyse im Detail beschrieben.

4.1 Messung des pH-Wertes mittels Einstichelektrode

Der pH-Wert im Substrat kann mit ausreichender Genauigkeit durch Einstechen einer Glaselektrode direkt gemessen werden. Die beste Übereinstimmung zwischen dem mittels Einstichelektrode bestimmten pH-Wert und dem im Labor ermittelten Wert ($CaCl_2$-Suspension gemäß VDLUFA-Methodenbuch I; Kapitel A 5.1.1) wurde bei gut feuchten bis leicht nassen Substraten erzielt. Allerdings betrug auch bei sehr trockenen Substraten die Abweichung zwischen beiden Vorgehensweisen zumeist weniger als 0,5 pH-Einheiten, da nur eine geringe Abhängigkeit des Vor-Ort-Messwertes von der Substratfeuchte besteht. Die Zuverlässigkeit des Verfahrens zeigte sich auch bei den Messungen, die die Berater des Erzeugerrings im Rahmen ihrer Beratungstätigkeit vor Ort in diversen Gartenbaubetrieben durchgeführt haben (Abb. 9). Die mittlere Abweichung zum Laborwert lag bei unter 0,3 pH-Einheiten und nur bei gut 10 % der Proben war die Abweichung größer als 0,5 pH-Einheiten. Die Verwendung einer Einstichelektrode erlaubt somit eine sehr zuverlässige Beurteilung des Substrat-pH-Werts in der gärtnerischen Praxis. Allerdings ist dabei unbedingt zu beachten, dass nicht alle pH-Elektroden für eine Direktmessung im Substrat geeignet sind. Glaselektroden zur pH-Messung in Nährlösungen sind in der Regel zu empfindlich und wären bereits nach wenigen Messungen unbrauchbar, während Metallelektroden – wie sie bei manchen Boden-pH-Testern verbaut sind – keine ausreichende Genauigkeit liefern.

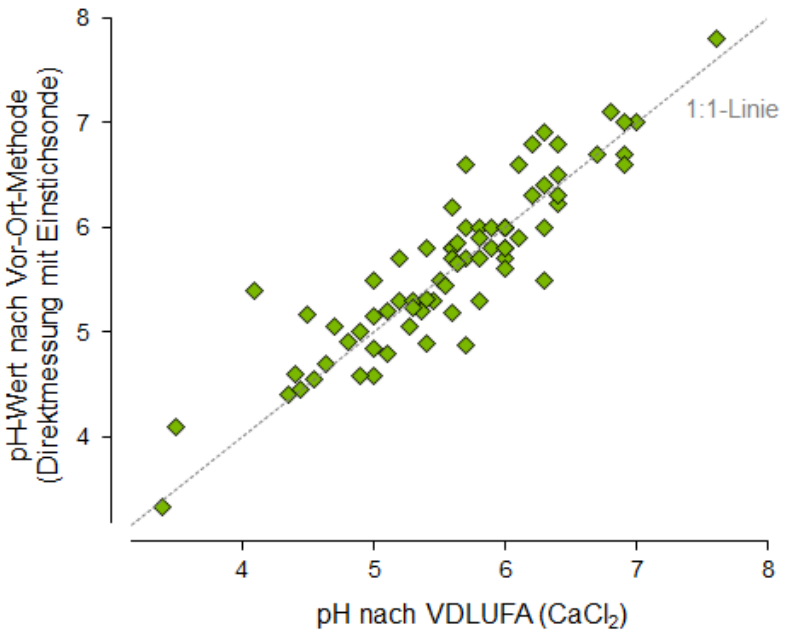


Abb. 9: Vergleich der von Erzeugerringberatern mittels Einstichelektrode bestimmten und der im Labor gemessenen pH-Werte

Auffällig ist in Abb. 9, dass zwei der drei Proben mit den gemäß Laboranalyse niedrigsten pH-Werten die größten Abweichungen zwischen den beiden Methoden zeigen, wobei mit der Einstichelektrode deutlich höhere Werte als im Labor gemessen wurden. Dies könnte durch einen unzureichenden Pflegezustand der Einstichelektrode verursacht sein. Es sich dabei um eine Einstabmesskette, wobei die im Inneren verbauten Elektroden durch eine empfindliche Glasmembran (Messelektrode) bzw. ein Diaphragma (Referenzelektrode) mit dem Substrat in Kontakt stehen. Bei jedem Einstechen der Einstabmesskette in das Substrat setzen sich Verschmutzungen an diesen Stellen fest und es entsteht Abrieb. Dadurch wird die Einstichelektrode mit der Zeit immer langsamer, d.h. es dauert immer länger bis sich ein Gleichgewicht zwischen dem Porenwasser im Substrat und der Mess- bzw. Referenzelektrode eingestellt hat. Eventuell wurde bei den beiden Proben mit den unbefriedigend großen Abweichungen zum Laborwert schlichtweg mit der Ablesung des Messwertes nicht lange genug gewartet.

Vor diesem Hintergrund stellt sich die Frage, wie der Anwender erkennen kann, ob die Einstichelektrode noch in Ordnung ist oder ausgetauscht werden sollte. Ein wichtiger Parameter ist die Steilheit der Elektrode, d.h. die Abhängigkeit der als Spannung gemessenen Änderung der Potentialdifferenz zwischen der Referenz- und der Messelektrode vom pH-Wert. Unter Idealbedingungen beträgt der Spannungsunterschied je pH-Einheit 59 mV (bei der üblichen Zwei-Punkt-Kalibrierung mit Pufferlösungen pH 4 und

pH 7 also im besten Fall 177 mV). Fällt die Steilheit unter einen Wert von 56 mV, ist ein Austausch zu empfehlen. Bei manchen Handgeräten wird nach der Kalibrierung auf dem Display auch ein entsprechendes Symbol für die Elektrodenqualität ausgegeben. Ein weiterer Aspekt, der bei der Kalibrierung zu beachten ist und an dem die Güte der Einstichelektrode abgelesen werden kann, ist die Dauer vom Eintauchen der Elektrode in die pH-Pufferlösung bis zum Erreichen eines stabilen Messwertes. Hier können allerdings anders als bei der Steilheit keine allgemeingültigen Empfehlungen gegeben werden. Es sind vielmehr die Aufmerksamkeit und das Fingerspitzengefühl des Anwenders gefragt. Wird die Zeit zunehmend länger, sollte ein Austausch der Elektrode erfolgen.

Um die Lebenszeit der Einstichelektrode zu verlängern, sind in der täglichen Verwendung einige Dinge zu beachten. Besonders wichtig ist, die Elektrode nach jeder Verwendung durch Abspülen mit Wasser intensiv zu reinigen. Bei Nichtgebrauch (auch bei kurzen Pausen zwischen den Messungen) muss die Elektrode zur Vermeidung einer Schädigung durch Austrocknen unbedingt feucht – am besten in einer 3 molaren KCl-Lösung – aufbewahrt werden. Um zudem die mechanische Belastung der Membran und des Diaphragmas bei der Messung gering zu halten, sollte darüber hinaus die Einstichstelle leicht mit einem Pikierstab o. ä. vorgebohrt werden.

Neben der Pflege der Einstichelektrode ist für korrekte Messwerte die regelmäßige Kalibrierung unabdingbar. Grundsätzlich sollte vor Beginn jeder Messserie eine Kalibrierung der Elektrode erfolgen. Wie häufig innerhalb einer Serie nachkalibriert werden muss, hängt unter anderem vom Pflegezustand der Elektrode ab. Um den Kalibrieraufwand bei gleichzeitiger Gewährleistung zuverlässiger Messwerte in Grenzen zu halten, empfiehlt es sich, während einer Messserie in regelmäßigen Abständen eine Kontrollmessung in einer Pufferlösung durchzuführen. Wie häufig diese durchgeführt werden sollte, ist – ähnlich wie die Beobachtung der Schnelligkeit – maßgeblich vom Zustand der Elektrode abhängig. Dementsprechend sind auch hier die Aufmerksamkeit und das Fingerspitzengefühl des Anwenders gefragt, wobei im Hinblick auf die Verlässlichkeit der Messwerte die Devise gilt: lieber einmal zu viel als zu wenig, auch wenn es zusätzlichen Aufwand bedeutet.

4.2 Bestimmung des Salzgehalts über die Aktivitätsmessung

Für die Vor-Ort-Bestimmung des Salzgehaltes sollte eine Aktivitätssonde verwendet werden (Abb. 10), die von verschiedenen Firmen angeboten wird. Das Messverfahren basiert auf Untersuchungen von Prof. Tepe in Geisenheim in den 1960er Jahren. Physikalisch wird die Wanderung von im Porenwasser gelösten Ionen zur Geräteanode bzw. -kathode gemessen. Die erhaltene Aktivität hängt nicht nur von der Ionenkonzentration (und damit dem Salzgehalt) sondern auch von der Wanderungsgeschwindigkeit der Ionen ab. Diese steigt ihrerseits mit zunehmendem Wassergehalt des Substrats stark an, was eine allgemeine Interpretation der Messwerte äußerst schwierig macht. Bei der Salzgehaltsbestimmung nach VDLUFA spielt der Feuchtigkeitsgrad des Substrates dagegen keine Rolle. Zum einen wird er durch die Einstellung der Proben auf eine (einigermaßen) definierte Feuchte und zum zweiten durch die Umrechnung des gewichtsbezogenen Messwerts mit der Rohdichte des Substrats auf einen auf das Substratvolumen bezogenen Salzgehalt eliminiert. Die Idee war daher, zeitgleich zur Aktivität die Substratfeuchte zu bestimmen und anschließend die gemessene Aktivität rechnerisch auf eine standardisierte Feuchte zu korrigieren. Im nächsten Schritt sollte dann geschaut werden, ob dieser korrigierte Aktivitätswert im Zusammenhang mit dem Salzgehalt nach VDLUFA steht.

Abb. 10: Aktivitätssonde nach Prof. Tepe (die eigentliche Elektrode sitzt in der messingfarbenen Metallspitze)

Wie Abb. 11 zeigt, ist die Feuchtekorrektur der Aktivitätswerte unter Versuchsbedingungen recht gut gelungen. Hierfür wurden drei unterschiedlich stark torfreduzierte Substrate auf verschiedene Feuchtigkeitsstufen eingestellt und danach die Aktivitäten gemessen. Im linken Teil der Abbildung ist bei allen Substraten ein deutlicher Anstieg der Aktivität von etwa 0,2 (Substrate sehr trocken) auf rund 1,3 bis 1,6 (Substrate sehr feucht) zu erkennen. Der Anstieg steht dabei in engem Zusammenhang mit dem Rohsignal des Feuchtefühlers. Im rechten Teil der Abbildung ist die Streuung der originären sowie der auf eine mittlere Feuchte normierten Aktivitätswerte aufgetragen. Letztere ist deutlich geringer, d.h. die Aktivitätswerte bleiben unabhängig von der Substratfeuchte relativ stabil.

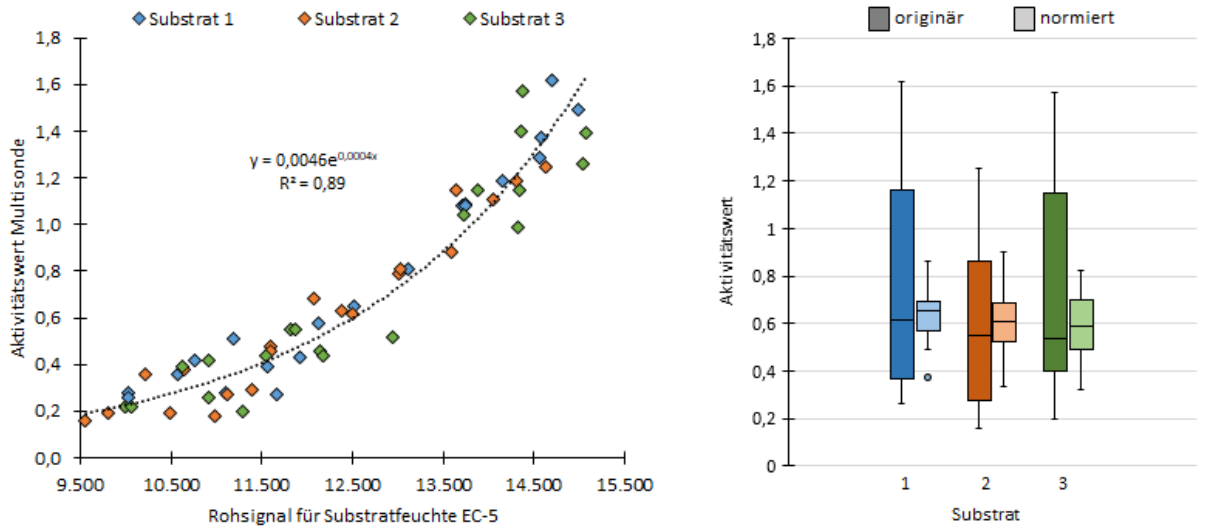


Abb. 11: Feuchteabhängigkeit der Aktivität (links) und Reduktion der Streuung der Aktivitätswerte durch die Normierung auf Kulturfeuchte (rechts)

In weiteren Untersuchungen konnte gezeigt werden, dass der so normierte Aktivitätswert durch die Multiplikation mit einem substratunabhängigen Faktor auf den Salzgehalt nach VDLUFA umgerechnet werden kann. Zur Vorbeugung von Missverständnissen sei an dieser Stelle nochmal auf die Ausführungen in Abschnitt 3.2 im Hinblick auf die Bezugsgröße hingewiesen: Zwar erfolgt die Angabe der Aktivität geräteseitig auch in g Salz/l, allerdings darf dieser Messwert nicht einfach mit dem Salzgehalt nach VDLUFA, der ebenfalls in g Salz/l angegeben wird, gleichgesetzt werden.

In Validierungsmessungen erwies sich die erarbeitete Feuchtekorrektur allerdings als nicht praxistauglich. Die Abweichung zwischen der Vor-Ort-Messung und der Laboranalyse betrug z. T. bis zu 2 g Salz/l; sie war damit für eine aussagekräftige Beurteilung des Salzgehaltes viel zu groß. Über die Gründe kann nur spekuliert werden. Eine mögliche

Ursache – die auch bei der klassischen Aktivitätsmessung auf Grund der Feuchteabhängigkeit der Messwerte berücksichtigt werden muss – könnten scharf abgegrenzte, vertikale Feuchtigkeitsgradienten im Topf sein, die vor allem bei Ebbe-Flut-Bewässerung auftreten können. Des Weiteren zeigte sich im Rahmen der Validierung, dass die Aktivitätsmessung sehr empfindlich auf einen fehlenden Substratschluss reagiert. Gerade bei eher gröber strukturierten Substraten, die infolge der angestrebten Torfreduktion zunehmend eine Rolle spielen, kann dies erhebliche Schwierigkeiten verursachen. Letztendlich bleibt festzuhalten, dass im Rahmen des Forschungsprojektes keine Verbesserung der Aktivitätsmessung erzielt werden konnte. Allerdings zeigte das Projekt auch eindeutig die Probleme bei der Aktivitätsmessung – insbesondere im Hinblick auf die Interpretation der Messwerte. Diese Hinweise sollten Anwender auf jeden Fall berücksichtigen.

4.3 Bestimmung des Stickstoffgehaltes

Bei der Bestimmung des Stickstoffgehaltes im Substrat müssen zwei Bereiche unterschieden werden: die Extraktion und die Messung der Stickstoffkonzentration im Extrakt. Für den zweiten Bereich gibt es bereits mehrere gerätegestützte Schnellteste, so dass er kein grundsätzliches Problem darstellt. Die Schnellteste arbeiten entweder mit Teststreifen oder mit fertigen Messküvetten (Abb. 12). Dabei sind die Teststreifen kostengünstiger und einfacher, die Küvettensysteme aber genauer.

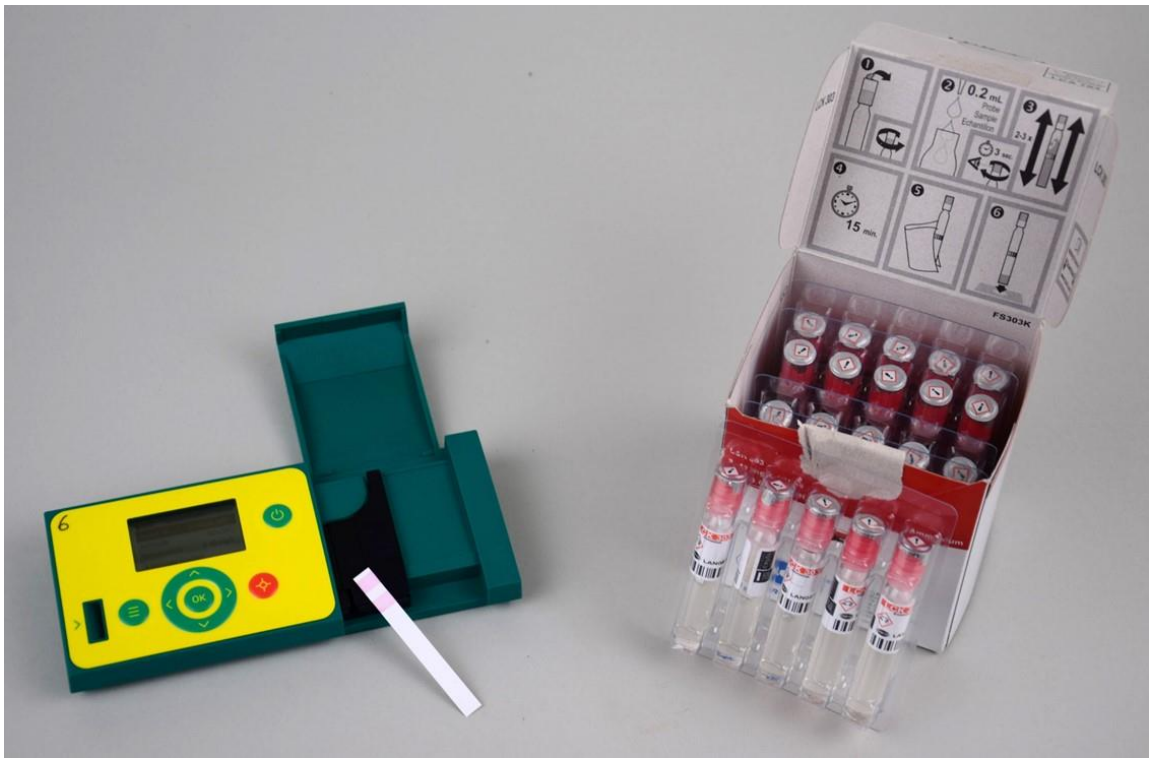


Abb. 12: Teststäbchen- und küvettenbasierte Schnellteste zur Bestimmung von Ammonium- bzw. Nitrat in Lösungen

Der eigentliche Knackpunkt der Stickstoffbestimmung im Substrat ist die Extraktion und die damit verbundene Umrechnung der Stickstoffkonzentration im Extrakt auf das Substratvolumen entsprechend VDLUFA. Nur so ist eine Interpretation der Analysenergebnisse auf Grundlage der in den Tabellen 1 und 2 zusammengestellten Richtwerte möglich. Im Rahmen des Forschungsprojektes wurden mehrere Ansätze ausprobiert, von denen sich allerdings nur die Extraktion volumendefinierter Proben als geeignet erwies. Hierfür wurde ein spezieller Bohrstock entwickelt, der mit einem Akkuschrauber in das Substrat eingedreht wird (Abb. 13).

Abb. 13: Von der HSWT entwickelter Bohrstock zur Entnahme von volumendefinierten Substratproben

Je nach Substrathöhe und damit in Abhängigkeit von der Topfgröße ist folgende Anzahl an Einstichen notwendig:

- 7-8 cm (10er Topf): 7 Einstiche
- 9-10 cm (12 er Topf): 5 Einstiche
- 11-12 cm (14er Topf): 4 Einstiche

Alle entnommenen Einzelproben werden vollständig in eine Kunststoffflasche überführt und mit 300 ml einer 0,01 M $CaCl_2$-Lösung kurz aufgeschüttelt. Dann wird eine kleine Menge des Extrakts filtriert und im Filtrat die Konzentration an Ammonium und Nitrat mit einem der oben beschriebenen Schnellteste bestimmt. Die Messwerte (in mg NH_4 bzw. mg NO_3/l Extrakt) müssen abschließend mit 1,24 (Ammonium) bzw. 4,26 (Nitrat) multipliziert werden, um sie auf mg NH_4-N bzw. mg NO_3-N je Liter Substrat umzurechnen. Ähnlich wie die direkte pH-Bestimmung mittels Einstichelektrode konnte auch

die N-Bestimmung vor Ort von den Erzeugerringberatern erfolgreich unter Praxisbedingungen validiert werden. Die mittlere Abweichung betrug 33 mg N/l und nur bei etwa 15 % der Proben war die Abweichung größer als 50 mg N/l (Abb. 14). Bei dem Teil der Proben, bei denen die Werte der Vor-Ort-Bestimmung deutlich größer waren als bei Analyse im Labor, könnten die Abweichungen durch kunststoffumhüllte Langzeitdünger verursacht sein: Diese gelangen bei der Beprobung z. T. in den Bohrstock und werden dort zwischen der Bohrhelix und der Bohrhülse (Abb. 13) zerrieben. Im Labor dagegen werden solche Dünger aus der Probe ausgelesen und damit der darin enthaltene Stickstoff nicht erfasst. Für Substrate mit kunststoffumhüllten Langzeitdüngern ist das entwickelte Extraktionsverfahren daher nicht geeignet. Auch bei sehr grob strukturierten Substraten kam es zum Teil zu Problemen, da sich grobe Bestandteile in der Helix verklemmten und diese entweder blockierten oder zumindest verhinderten, dass das Probenmaterial sauber nach oben befördert wurde. Bei solchen Substraten mussten einzelne Einstiche verworfen und die entsprechende Anzahl Einzelproben wiederholt werden.

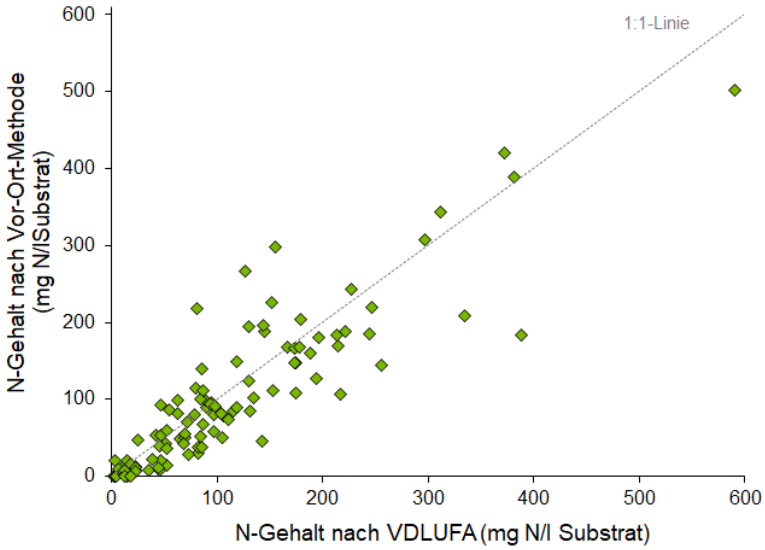


Abb. 14: Zusammenhang zwischen den von den Beratern vor Ort sowie den im Labor der HSWT bestimmten Stickstoffgehalten (n = 104)

Grundsätzlich ist das entwickelte Vor-Ort-Verfahren zur Bestimmung des N-Gehalts in Substraten für die gärtnerische Praxis gut geeignet. Allerdings sind die Geräte für die Auswertung der Teststreifen bzw. der Messküvette relativ teuer, sodass sich eine Anschaffung nur bei sehr regelmäßiger Nutzung lohnt. Zudem ist die Pflege der Geräte und die Durchführung der Messung deutlich arbeitsaufwendiger als bei der pH-Bestimmung mittels Einstichelektrode. Der Bohrstock selbst ist derzeit kommerziell nicht erhältlich,

lässt sich aber sehr einfach mittels 3D-Druck fertigen. Bei Interesse können die notwendigen Druckdateien sowie eine Liste mit Bezugsquellen für die weiteren Bauteile (Metallhülse, Gleitlager usw.) über die HSWT bezogen werden. Das Design des Bohrstocks ist unter einer Creative Common Lizenz (CC BY-SA 4.0) öffentlich zugänglich.

5 Verzeichnisse

5.1 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Verlauf des pH-Wertes während der zehnwöchigen Inkubation einer Holzfaser mit organischem N-Ausgleich (Hornmehl) 6
Abb. 2: Einfluss des Ammonium-N- zu Nitrat-N-Verhältnisses des Düngers in Verbindung mit der Karbonathärte des Gießwassers auf den pH-Wert eines Torfsubstrats im Verlaufe einer *Calibrachoa*-Kultur 7
Abb. 3: Verlauf der pH-Werte in einem Substrat mit 30 Vol.-% Grüngutkompost während der Kultur von *Calibrachoa* bei Bewässerung mit Regenwasser und Düngung mit unterschiedlichem Ammonium-N- zu Nitrat-N-Verhältnis 8
Abb. 4: Fe-Mangelsymptome an *Calibrachoa* in Folge eines zu hohen pH-Wertes im Substrat 9
Abb. 5: Veränderung des Gehalts an Mineralstickstoff im Substrat während der Anzucht überwiegend mineralisch gedüngter Zierpflanzenkulturen (v.a. Frühjahrsblüher, Beet- und Balkonpflanzen und Poinsettien) im Vergleich zu Kulturbeginn in Abhängigkeit vom Torfanteil im Substrat 12
Abb. 6: Stickstoffmineralisation aus organischen Düngemitteln im Brutversuch 13
Abb. 7: Keimblätter von Basilikum bei ammoniumbetonter (links) und nitratbetonter (rechts) Aufdüngung des Substrats 14
Abb. 8: Zusammenhang zwischen dem CAT-löslichen NH_4-N-, NO_3-N-, P_2O_5- bzw. K_2O-Gehalte im Substrat und dem Gehalt an wasserlöslichem Salz bei unterschiedlich zusammengesetzten Substraten (n = 2310) 15
Abb. 9: Vergleich der von Erzeugerringberatern mittels Einstichelektrode bestimmten und der im Labor gemessenen pH-Werte 22
Abb. 10: Aktivitätssonde nach Prof. Tepe (die eigentliche Elektrode sitzt in der messingfarbenen Metallspitze) 24
Abb. 11: Feuchteabhängigkeit der Aktivität (links) und Reduktion der Streuung der Aktivitätswerte durch die Normierung auf Kulturfeuchte (rechts) 25
Abb. 12: Teststäbchen- und küvettenbasierte Schnellteste zur Bestimmung von Ammonium- bzw. Nitrat in Lösungen 26
Abb. 13: Von der HSWT entwickelter Bohrstock zur Entnahme von volumendefinierten Substratproben 27
Abb. 14: Zusammenhang zwischen den von den Beratern vor Ort sowie den im Labor der HSWT bestimmten Stickstoffgehalten (n = 104) 28

5.2 Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Anzustrebende Salz- und Nährstoffgehalte in Kultursubstraten vor der Verwendung nach VDLUFA 20
Tab. 2: Anzustrebende Salz- und Nährstoffgehalte während der Kultur in Abhängigkeit vom Düngungssystem und dem Nährstoffbedarf der Kultur nach VDLUFA 20