



3/ Pflanzenanalysen

Sokrat Sinaj ¹, Guillaume Blanchet ¹, Selma Cadot ¹, Thomas Kuster ²,
Raphaël Charles ¹ und Bernard Jeangros ¹

¹ Agroscope, 1260 Nyon, Schweiz

² Agroscope, 8820 Wädenswil, Schweiz

Auskünfte: sokrat.sinaj@agroscope.admin.ch

Inhalt

1. Einführung.....	3/3
2. Allgemeine Grundsätze der Pflanzenernährung.....	3/3
3. Analysen der Pflanzenproben und Methoden der Probennahme.....	3/4
4. Interpretation der Ergebnisse der Pflanzenanalysen.....	3/5
5. Gegenseitige Ergänzung von Pflanzen- und Bodenanalysen.....	3/7
6. Literatur	3/8
7. Tabellenverzeichnis	3/10
8. Abbildungsverzeichnis.....	3/10

Vorderseite: junge Maispflanzen mit Mangelsymptomen in einem PK-Düngungsversuch in Changins
(Foto: Carole Parodi, Agroscope).

1. Einführung

Als Ergänzung zur Bodenanalyse kann eine Analyse von Pflanzenmaterial während der Vegetationsperiode vorgenommen werden. Mit einer Pflanzenanalyse lässt sich der Ernährungszustand der Kulturen überprüfen, während mit der Bodenanalyse nur die Reserven der potenziell verfügbaren Nährstoffe bestimmt werden. Die Pflanzenanalyse gehört zu den zusätzlichen Mitteln, mit denen sich die Düngung der landwirtschaftlichen Kulturen während des Wachstums dynamisch anpassen lässt. Ausserdem kann sie für eine gezielte Diagnose bei einem auftretenden Düngungsproblem eingesetzt werden. Auf Ebene der Fruchtfolge können durch eine Pflanzenanalyse die für eine bestimmte Kultur erforderlichen Nährstoffmengen im Hinblick auf einen optimalen Ertrag und eine optimale Qualität präzise bestimmt werden. Indem sie die Verwertung der ausgebrachten Nährstoffe optimiert, trägt die Pflanzenanalyse dazu bei, die Auswirkungen der Düngung auf die Umwelt zu minimieren.

Wie bei der Bodenanalyse ist auch bei der Pflanzenanalyse die Interpretation der Ergebnisse komplex, da der Gehalt der einzelnen Nährstoffe stark von den Bedingungen der Probenahme abhängt (Zeitpunkt, entnommene Pflanzenteile). Es ist deshalb entscheidend, die Ernährungsmechanismen der Pflanzen zu verstehen, um an die verschiedenen Kulturen angepasste Analysen durchführen und zuverlässige und präzise Informationen zu ihrem Ernährungszustand gewinnen zu können.

2. Allgemeine Grundsätze der Pflanzenernährung

Der Nährstoffbedarf der Kulturen verändert sich im Laufe der Entwicklung (siehe Abbildungen 1 bis 4 von Modul 8/ Düngung von Ackerkulturen). Dies bedeutet, dass Pflanzen in der Lage sein müssen, ihre Kapazität zur Aufnahme

der Nährstoffe, die sich in schwankenden Mengen und in besser oder schlechter verfügbaren Formen im Boden befinden, zu regulieren (Reuter und Robinson 1997). Mit Regulationsmechanismen können Pflanzen den Gehalt der verschiedenen Nährstoffe auf einem Niveau halten, das die überlebenswichtigen Funktionen sicherstellt. So zeigte ein Versuch auf Substraten, deren Phosphor(P)-Konzentration um den Faktor 625 variierte, dass sich die P-Konzentration im Gewebe der darauf wachsenden Pflanzen nur um den Faktor 10 unterschied (Asher und Loneragan 1967). Dieses Beispiel zeigt die Fähigkeit der Pflanzen, ihre Ernährung an Substrate mit sehr unterschiedlichem Nährstoffgehalt anzupassen. Die Düngung einer Parzelle hat einen optimalen Gehalt im Pflanzengewebe zum Ziel, um die festgelegten Ziele bezüglich Ertrag und Qualität zu erreichen und eine Unterversorgung (Mangel) oder eine Überversorgung (Luxuskonsum) zu vermeiden (Abbildung 1). Ausserdem wird die Aufnahme bestimmter Nährstoffe durch andere vorhandene Nährstoffe beeinflusst: Man spricht von Antagonismus, wenn ein Element auf Kosten eines anderen Elements aufgenommen wird wie beispielsweise Kalium (K) und Magnesium (Mg). Dabei entsteht das Risiko eines Mangels (Marschner 2012). Wenn schliesslich ein Element in sehr grossen Mengen zur Verfügung steht, kann seine Aufnahme den effektiven Bedarf der Pflanze übertreffen, ohne dass der Ertrag steigt. In diesem Fall spricht man von Luxuskonsum (Marschner 2012).

Während der Entwicklung einer Pflanze verändern sich die Gehalte der verschiedenen Nährstoffe deutlich. Auf der Ebene der ganzen Pflanze nimmt der Gesamtgehalt an Nährstoffen kontinuierlich ab, während die Pflanze an Biomasse zulegt (Greenwood *et al.* 1990; Salette und Lemaire 1981). Es kommt zu einer Verdünnung der Nährstoffe. Weil die Pflanze ihre Reserven gezielt in wachsende Organe transportiert, lassen sich deutliche Abweichungen des Gehalts eines bestimmten Nährstoffs in den verschiedenen Organen derselben Pflanze beobachten.

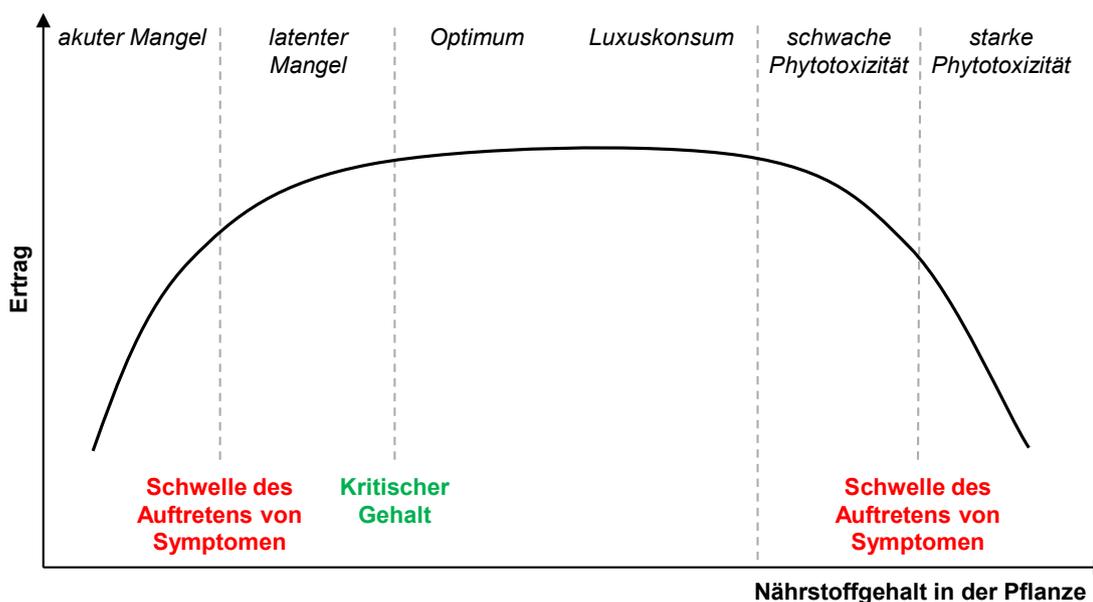


Abbildung 1 | Kurve zum theoretischen Ertrag einer Kultur in Abhängigkeit des Gehalts eines Nährstoffs im Pflanzengewebe (angepasst nach Marschner 2012).

Bei der Interpretation der Ergebnisse der Pflanzenanalyse muss dieser Variabilität des Nährstoffgehalts Rechnung getragen werden, indem die betreffende Art, die untersuchten Pflanzenteile und das Entwicklungsstadium bei der Probennahme berücksichtigt werden. Auf der Grundlage dieser Kriterien ist es möglich, eine zuverlässige Diagnose zum Ernährungszustand der betrachteten Kultur zu erstellen.

3. Analysen der Pflanzenproben und Methoden der Probennahme

Je nach Art der angebauten Kultur und den festgelegten Zielen können verschiedene Pflanzenanalysen erwogen werden.

Im Falle eines akuten Mangels oder eines ausgeprägten Überschusses kann eine einfache visuelle Beobachtung ausreichen, um die entsprechenden Symptome in Form von Verfärbungen der Blätter oder dem Auftreten von Nekrosen oder Verformungen bei bestimmten Pflanzenteilen zu identifizieren. Zahlreiche Werke helfen bei der visuellen Bestimmung der Anzeichen eines solchen Nährstoffungleichgewichts. Allerdings ist für eine korrekte Diagnose eine gewisse Erfahrung oft unerlässlich. Deshalb ist es empfehlenswert, eine Fachperson beizuziehen. In den Modulen zum Obstbau und zum Weinbau (Module 12 und 13) sind einige Beispiele wiedergegeben. Wenn Symptome auftreten, ist es jedoch oft bereits zu spät, um in der laufenden Anbauperiode eine wirksame Korrektur vorzunehmen. Durch eine angepasste Düngung lässt sich ein unausgewogenes Nährstoffangebot daher erst für das Folgejahr ausgleichen. Obwohl diese Methode gewisse Vorteile aufweist (einfache Umsetzung, nichtdestruktive Methode, geringe Kosten usw.), hat sie auch ihre Grenzen: Das Nährstoffungleichgewicht wird nicht quantifiziert und dadurch lässt sich der Düngungsplan nicht genau anpassen. Ausserdem ist es oft schwierig, die Ursache des Mangels oder Überschusses zu finden (geringe Verfügbarkeit des betreffenden Nährstoffes im Boden, antagonistische Wechselwirkungen mit anderen Nährstoffen usw.).

Die Bestimmung der verschiedenen Nährstoffgehalte im Labor ermöglicht dagegen eine umfassende Diagnose zum Ernährungszustand der Kultur. Meist wird der Gesamtgehalt der einzelnen Makro- und Spurenelemente bestimmt, in gewissen Fällen werden mit den Analysen auch spezifische chemische Formen erfasst (z. B. NO_3^- für Stickstoff [N], SO_4^{2-} für Schwefel [S]), weil diese den Ernährungszustand bezüglich dieser Nährstoffe genauer widerspiegeln (Marschner 2012). Je nach Art der angebauten Kultur (mehrjährige oder einjährige Pflanzen) kann die Analyse die gesamten oberirdischen Pflanzenteile beinhalten – Blätter, spezifische Blattteile (Blattstiele, -spreiten, -nerven) oder Früchte. Die Laboranalyse ist zwar relativ zeit- und kostenintensiv (Vorbereitung und Versand der Proben, Kosten der Analyse usw.), sie ist aber die zuverlässigste Methode, um den Ernährungszustand der Pflanze bezüglich der einzelnen Nährstoffe präzise zu bestimmen. Im Rahmen einer ausgewogenen N-Düngung bietet sie ausserdem die Möglichkeit, die nächsten Gaben aufgrund des Zustands der Kultur zum Zeitpunkt der Probennahme sofort anzupassen. Für die anderen Nährstoffe ist eine solche Anpassung der Düngung erst im Hinblick auf die kommenden Jahre möglich.

Im spezifischen Fall einer dynamischen N-Düngung werden bereits seit einigen Jahrzehnten Analysemethoden entwickelt, die auf der photometrischen Schätzung des Chlorophyllgehalts der Blätter beruhen (Piekielek und Fox 1992; Schepers *et al.* 1992). Dabei wird mit einem Messgerät (z. B. Minolta SPAD Meter, Soil Plant Analysis Development, Minolta Camera Co., Osaka, Japan, oder Yara N-Tester, Yara International, Oslo, Norwegen) das vom Blatt reflektierte oder absorbierte Licht eines bestimmten Spektrums gemessen. Aufgrund dieser Messung wird der Chlorophyllgehalt abgeleitet. Da dieser direkt mit dem N-Gehalt der Blätter zusammenhängt, kann mit dieser Messung festgestellt werden, ob die Kultur zum gegenwärtigen Zeitpunkt an einem N-Mangel leidet oder nicht. Mit dieser Methode lässt sich aber nicht prüfen, ob ein N-Überangebot vorliegt, weil die Pflanze ab einer bestimmten Schwelle den Chlorophyllgehalt nicht mehr erhöht (Schepers *et al.* 1992). Die Methode bietet zahlreiche Vorteile,

Tabelle 1 | Überblick über die wichtigsten Pflanzenanalysen für verschiedene Kulturen.

Kultur	Mögliche Analysen	Interpretation der Ergebnisse
Ackerkulturen	Gesamtgehalt (an einzelnen Makro- und Spurenelementen) Nitratgehalt des Pflanzensafts Chlorophyllgehalt	Richtwerte Ernährungsindex
Wiesen und Weiden	Gesamtgehalt an einzelnen Makroelementen	Ernährungsindex
Obstbau	Beobachtung von Symptomen Gesamtgehalt (an einzelnen Makro- und Spurenelementen)	Identifizierung von Symptomen Richtwerte
Weinbau	Beobachtung von Symptomen Gesamtgehalt (an einzelnen Makro- und Spurenelementen) Chlorophyllgehalt	Identifizierung von Symptomen Richtwerte
Gemüsebau	Nitratgehalt des Pflanzensafts	Richtwerte

wenn die N-Gaben kontinuierlich angepasst werden sollen: Sie ist einfach umzusetzen, liefert sofortige Ergebnisse und ist nicht destruktiv. Die Messungen können bei derselben Pflanze im Verlaufe der Vegetationsperiode immer wieder durchgeführt werden, um die N-Versorgung der Kulturen an verschiedenen Punkten der Parzelle zu überwachen. Ausserdem zeigen aktuelle Studien (Prost und Jeuffroy 2007), dass mit dieser Art von Messungen der N-Ernährungsindex der Kulturen quantitativ bestimmt werden kann (detailliertes Konzept im Anschluss an dieses Kapitel). In Tabelle 1 sind die Pflanzenanalysen zusammengefasst, die für die betreffende Kultur normalerweise durchgeführt werden.

Wenn eine Pflanzenanalyse durchgeführt wird, ist es wichtig, vorgängig das Analyzelabor zu kontaktieren, um sich über den Ablauf von Entnahme, Vorbereitung und Versand der Proben zu informieren. Einige Laboratorien und gewisse Analysen setzen die Einhaltung eines bestimmten Protokolls voraus. Wenn z.B. Pflanzensaft analysiert werden soll, wird empfohlen, die Entnahme am frühen Morgen durchzuführen, weil die Nitratkonzentration aufgrund der Lichtexposition im Tagesverlauf schwankt (Neely *et al.* 2010). Ausserdem kann die für die Analyse erforderliche Menge an Pflanzenmaterial je nach Labor unterschiedlich sein.

Bei der Entnahme von Pflanzenproben lassen sich zwei verschiedene Strategien anwenden. Wenn der Versorgungszustand der Parzelle allgemein bestimmt werden soll, muss sichergestellt werden, dass die Stichprobe für die Parzelle repräsentativ ist. Dazu ist es sinnvoll, das Pflanzenmaterial in einem Bereich zu entnehmen, in dem das Wachstum der angebauten Kultur einheitlich und repräsentativ ist. Falls auch Bodenproben entnommen werden sollen, müssen diese mit dem Entnahmebereich der Pflanzenproben übereinstimmen. Wenn nur ein Teil der Parzelle von einem unausgewogenen Nährstoffangebot betroffen ist, kann die Probennahme andererseits gezielt bei Pflanzen mit Mangel und bei gesunden Pflanzen erfolgen, um eine vergleichende Analyse durchzuführen. Es wird empfohlen, als Ergänzung zu den Pflanzenanalysen auch Bodenproben in den beiden entsprechenden Bereichen zu entnehmen.

Um die Zuverlässigkeit der Analysen sicherzustellen, ist es wichtig, die Proben gemäss den Vorgaben des Labors korrekt vorzubereiten. Im Allgemeinen wird empfohlen, die Proben während einer gewissen Zeit an der Luft trocknen zu lassen oder sie im Kühlschrank zu lagern (nur für einige Tage). Für den Versand oder die Übergabe sind die Proben in Papiersäckchen oder Nylonnetzchen zu verpacken, die gemäss den Empfehlungen des Labors zweckmässig beschriftet sind. Die Verpackung in Plastiksäckchen ist wegen der möglichen Fäulnisentwicklung meist ungeeignet.

4. Interpretation der Ergebnisse der Pflanzenanalysen

Bei der häufigsten Methode zur Interpretation der Pflanzenanalysen werden Richtwerte verwendet, die für die

einzelnen Kulturen für unterschiedliche Entwicklungsstadien festgelegt wurden. Diese Werte sind das Ergebnis einer Reihe von Versuchen, bei denen die charakteristischen Gehalte bei optimalen Anbaubedingungen bestimmt wurden. Solche Richtwerte werden für Ackerkulturen (Tabelle 2), im Gemüsebau (Modul 11), im Weinbau (Modul 12) und im Obstbau (Modul 13) eingesetzt. Diese Richtwerte können auch bei Analyzelabors eingeholt werden.

Die Interpretation der Pflanzenanalysen für den Futterbau und für Ackerkulturen kann auch ausgehend von der Berechnung eines Ernährungsindex (EI) erfolgen. Das Konzept des Ernährungsindex wurde von Lemaire *et al.* (1989) entwickelt und eingeführt, um den Ernährungszustand von Wiesen zu bestimmen. Anschliessend wurde das Konzept auf andere Arten von Kulturen übertragen (Justes *et al.* 1994; Colenne *et al.* 1998; Plénet und Lemaire 2000). Dieser Index beruht auf einem im Rahmen von Referenzversuchen (Ulrich 1952) ermittelten kritischen Wert, bei dem die Verdünnung des Nährstoffs in Abhängigkeit der Biomasse berücksichtigt ist (Salette und Lemaire 1981; Greenwood *et al.* 1990). Der kritische Wert ist als minimaler Gehalt des betreffenden Nährstoffs festgelegt, der für einen maximalen Ertrag erforderlich ist (Abbildung 1). Dieser Gehalt gilt als optimal, weil die Gabe des betreffenden Nährstoffes maximal genutzt wird. Der Ernährungsindex (EI) kann mit folgender Gleichung berechnet werden:

$$EI_X = \frac{[X]_{\text{mess}}}{[X]_{\text{krit}}} \times 100 [\%]$$

wobei $[X]_{\text{mess}}$ bzw. $[X]_{\text{krit}}$ die gemessene bzw. kritische Konzentration des Nährstoffs X bei einer gegebenen Biomasse sind.

Die Verwendung einer von der Biomasse abhängigen kritischen Konzentration ist interessant, weil sie eine Beschreibung des Ernährungszustands einer Kultur über die gesamte Wachstumsperiode ermöglicht. In der Literatur finden sich Gleichungen zur Schätzung der kritischen Konzentration von Stickstoff (N_C) oder Phosphor (P_C) für bestimmte Kulturen, insbesondere für einige Ackerkulturen (Tabelle 3). Im Modul 9/ Düngung von Grasland sind die kritischen Konzentrationen für Wiesen aufgeführt.

Es wird im Allgemeinen davon ausgegangen, dass ein EI_X -Wert tiefer als 80 % einen Zustand mit Nährstoffmangel widerspiegelt, der eine Anpassung der Düngung nach oben erfordert, während ein EI_X -Wert höher als 120 % auf einen Nährstoffüberschuss hindeutet. Diese Schwellenwerte lassen sich für einzelne Kulturen auf der Grundlage von Versuchen, in denen der Zusammenhang zwischen Ertrag und Ernährungszustand der Pflanzen exakt bestimmt wird, spezifisch anpassen. In Abbildung 2 ist dieser Zusammenhang für in Changins angebauten Winterweizen dargestellt. In diesem Beispiel konnte mit einem P-Ernährungsindex zwischen 82 und 124 % mindestens 95 % des Referenzertrags erreicht werden, der sich bei einer optimalen NPK-Düngung ergab (Cadot *et al.* im Druck).

Tabelle 2 | Richtwerte für den Gehalt einiger Ackerkulturen an verschiedenen Makroelementen.

Kultur	Entnommene Teile	Entwicklungsstadium		N	P	K	Ca	Mg	S
		BBCH-Skala	Beschreibung						
(g kg ⁻¹ TS)									
Getreide	ganze Pflanze (oberirdische Teile)	13–29	Drei-Blatt-Stadium bis Ende Bestockung	40,0–50,0	2,0–5,0	25,0–50,0	2,0–10,0	1,4–10,0	1,5–6,5
	oberstes Blatt	30–39	Schossen	40,0–50,0	2,0–5,0	25,0–50,0	2,0–10,0	1,4–10,0	1,5–6,5
	oberstes Blatt	40–90	Ährenbildung bis Ernte (Reife)	40,0–50,0	2,0–5,0	20,0–40,0	2,0–10,0	1,4–10,0	1,5–6,5
Mais	ganze Pflanze (oberirdische Teile)	< 19	junger Keimling (< 10 cm)	40,0–50,0	4,0–6,0	30,0–40,0	3,0–8,0	2,0–6,0	1,8–5,0
	oberstes Blatt	19–52	Schossen bis Beginn Entwicklung Blütenanlagen	30,0–40,0	3,0–5,0	20,0–30,0	2,5–8,0	1,5–6,0	1,5–4,0
	angrenzendes Blatt des obersten Kolbens	53–69	Entwicklung Blütenanlagen bis Ende Blüte	28,0–40,0	2,5–5,0	18,0–30,0	2,5–8,0	1,5–6,0	1,5–6,0
	angrenzendes Blatt des obersten Kolbens	89	Ernte (Reife)	25,0–35,0	2,5–4,0	16,0–25,0	2,0–8,0	1,2–5,0	1,2–4,0
Raps	oberstes Blatt	50–59	Entwicklung Blütenanlagen	40,0–64,0	4,2–6,9	35,0–51,0	21,0–30,0	1,5–6,2	6,5–9,0
Soja	oberstes Blatt	10–29	Beginn Wachstum	35,0–55,0	3,0–6,0	17,0–25,0	11,0–22,0	0,3–6,0	–
	oberstes Blatt	60–69	Blüte	32,5–50,0	3,0–6,0	15,0–22,5	8,0–14,0	2,5–7,0	2,5–6,0
Kartoffeln	Spreite des vierten Blattes	11–42	Beginn Saison (Wachstum und Entwicklung Knollen)	60,0–80,0	6,0–9,0	50,0–70,0	15,0–25,0	2,5–7,5	2,0–4,0
	Spreite des vierten Blattes	43–45	Mitte Saison (Wachstum der Knollen)	50,0–70,0	4,0–6,0	35,0–50,0	15,0–25,0	2,5–7,5	2,0–4,0
	Spreite des vierten Blattes	47–49	Ende Saison (Reifung der Knollen)	40,0–60,0	2,0–4,0	25,0–35,0	15,0–25,0	2,5–7,5	2,0–4,0
Sonnenblumen	obere Blätter	51–69	Entwicklung Blütenanlagen und Blüte	20,0–35,0	2,5–5,0	15,0–30,0	3,0–20,0	2,0–15,0	2,0–4,0
Zuckerrüben	Spreite der mittleren Blätter	31–39	Wachstum oberirdische Pflanzenteile	30,0–45,0	1,5–8,0	12,5–60,0	6,0–15,0	2,0–25,0	1,8–2,5

TS: Trockensubstanz.

Die angegebenen Wertebereiche entsprechen einem optimalen Ernährungszustand. Daten angepasst nach Campbell et al. (2000) und American Agricultural Laboratory (2013).

Tabelle 3 | Gleichungen der kritischen Konzentrationen von N und P für einige Ackerkulturen.

Kultur	Kritische N-Konzentration (N_C)	Kritische P-Konzentration (P_C)
Winterweizen	$N_C = 5,35 \times TS^{-0,44}$ (Justes et al. 1994)	$P_C = 4,44 \times TS^{-0,41}$ $P_C = 0,083 N + 0,88$ (Cadot et al. im Druck)
Sommerweizen	$N_C = 3,85 \times TS^{-0,57}$ (Ziadi et al. 2010)	$EI_N > 80 \%$: $P_C = 0,94 + 0,107 N$ $EI_N < 80 \%$: $P_C = 1,70 + 0,092 N$ (Ziadi et al. 2008)
Winterraps	$N_C = 4,48 \times TS^{-0,25}$ (Colnenne et al. 1998)	$P_C = 5,18 \times TS^{-0,39}$ $P_C = 0,657 N + 1,67$ (Cadot et al. im Druck)
Öllein	$N_C = 4,69 \times TS^{-0,53}$ (Flénet et al. 2006)	
Mais	$N_C = 3,40 TS^{-0,391}$ (Hermann und Taube 2004)	$P_C = 3,49 \times TS^{-0,18}$ $P_C = 0,083 N + 0,39$ (Cadot et al. im Druck)
Wintergerste	$N_C = 4,76 \times TS^{-0,39}$ (Zhao 2014)	
Sonnenblumen	$N_C = 4,53 \times TS^{-0,42}$ (Debaeke et al. 2012)	

Die N- und P-Konzentrationen werden in % der Trockensubstanz (TS) ausgedrückt. Die Werte für die TS sind in t/ha aufgeführt. Die von Cadot et al. (im Druck) vorgeschlagenen Gleichungen wurden unter schweizerischen Anbaubedingungen (Changins, VD) aufgestellt. Für die anderen Gleichungen trifft dies nicht zu.

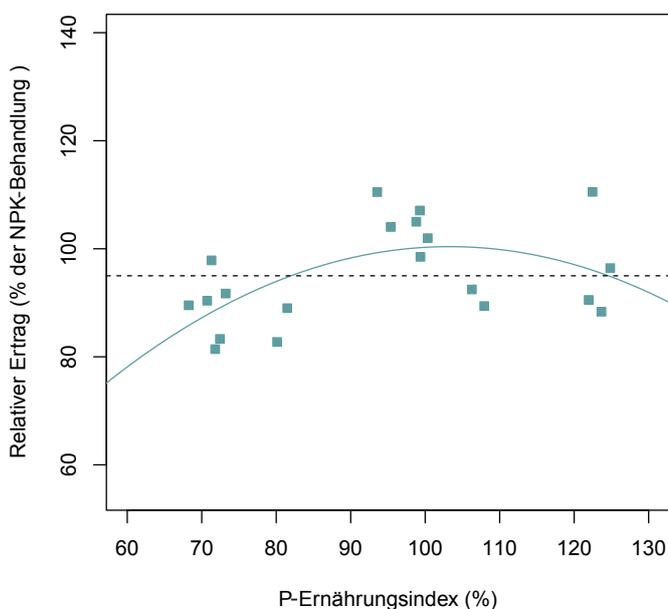


Abbildung 2 | Relativer Ertrag in Abhängigkeit des P-Ernährungsindex für Winterweizen, angebaut in Changins (Cadot et al. im Druck). Ein relativer Ertrag von 100 % entspricht dem Ertrag, der mit einer NPK-Düngung gemäss den Empfehlungen der GRUDAF (Flich et al. 2009) erreicht wurde.

Die kritischen Phosphorkonzentrationen (P_C) werden im Allgemeinen als Funktion des N-Gehalts der Biomasse beschrieben (Duru und Théliier-Huché 1997; Farruggia et al. 2000; Bélanger et al. 2015). Das Modell, das auf der Beziehung P_C -N beruht, ist breiter anwendbar als das Modell, das die Beziehung P_C -Trockenmasse verwendet (Tabelle 3), weil (i) dieselben Parameter des Modells unabhängig von den Boden- und Klimabedingungen des Standorts verwendet werden können (Bélanger et al. 2015) und weil (ii) nicht die Biomasse, sondern nur der Gehalt der Nährstoffe bestimmt werden muss, was einfacher durchzuführen ist.

Das Erstellen von Referenzkurven für die einzelnen Kulturen ist gegenwärtig ein wichtiges Ziel der landwirtschaftlichen Forschung, und es ist eine breite Verwendung der Ernährungsindizes anzustreben.

5. Gegenseitige Ergänzung von Pflanzen- und Bodenanalysen

Mit der Pflanzenanalyse kann *nachträglich* bestimmt werden, ob die Verfügbarkeit der Nährstoffe im Boden den Nährstoffbedarf einer Kultur zu decken vermochte, während die Bodenanalyse den Vorteil hat, dass die Düngung *im Voraus* geplant werden kann.

Wie die Beziehungen zwischen dem Ertrag einer Kultur und den verschiedenen Nährstoffgehalten der Pflanze (Ernährungsindizes) kann auch die Beziehung zwischen dem Ertrag einer Kultur und dem Nährstoffgehalt im Boden, beispielsweise der Gehalt an verfügbarem P, als Grundlage für die Bestimmung eines kritischen Schwellenwertes zur Interpretation dieses Gehalts dienen, d. h. des minimalen Gehalts, bei dem mindestens 95 % des Ertrags bei einer optimalen NPK-Düngung erreicht werden. In einem Langzeitversuch am Standort Changins mit neutralem Boden-pH ($pH_{[H_2O]} = 6,8$), einem Tongehalt von 54 % und einem Gehalt an organischer Substanz von 5 % ergaben sich nach Cadot et al. (im Druck) kritische Schwellenwerte für P von $11,9 \text{ mg kg}^{-1}$ (NaHCO₃-Methode, Olsen et al. 1954), $10,0 \text{ mg kg}^{-1}$ (AAE10-Methode, Agroscope 1996) bzw. $0,3 \text{ mg kg}^{-1}$ (CO₂-Methode, Agroscope 1996) für Körnermais, von $14,7$, $12,1$ bzw. $0,3 \text{ mg kg}^{-1}$ für Winterweizen und von $15,6$, $15,2$ bzw. $0,8 \text{ mg kg}^{-1}$ für Raps (Abbildung 3). Gemäss der Vorgängerversion (Flich et al. 2009) der vorliegenden Empfehlungen hätten diese Gehalte an P-AAE unter den Bedingungen dieses Versuchs eine höhere P-Düngungsnorm zur Folge gehabt. Diese Ergebnisse unterstreichen die Notwendigkeit, dass die Forschung die Untersuchung dieser

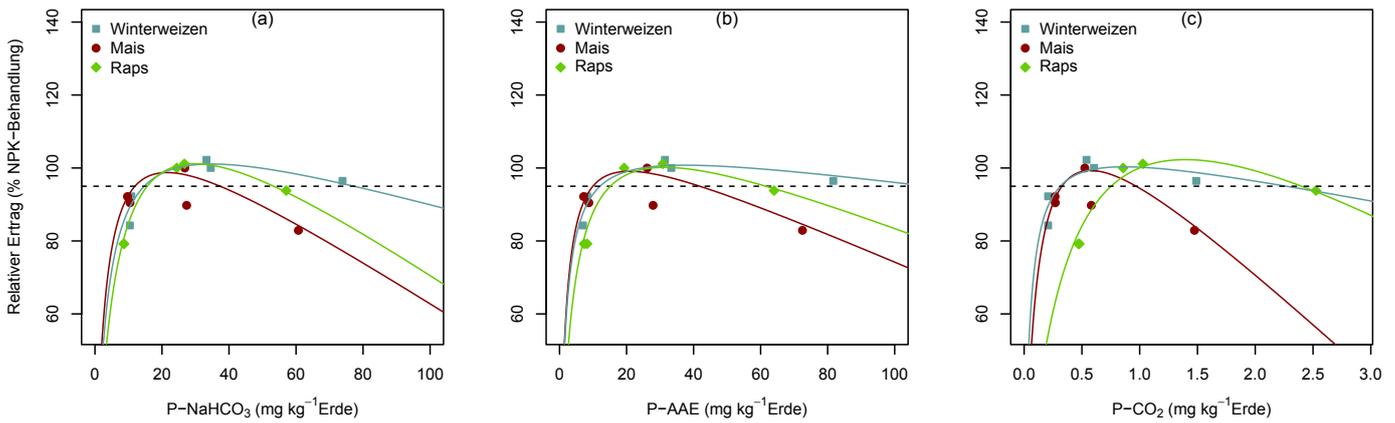


Abbildung 3 | Relativer Ertrag von Winterweizen, Körnermais und Raps als Funktion des verfügbaren P im Boden (Cadot et al. im Druck). Diese Kurven wurden unter den Boden- und Klimabedingungen am Standort Changins erstellt. Für die Bestimmung des verfügbaren P wurden drei verschiedene Extraktionsmethoden angewendet: a) die NaHCO_3 -Methode (P-NaHCO_3 , international anerkannt); b) die AAE10-Methode (P-AAE) und c) die $\text{H}_2\text{O-CO}_2$ -Methode (P-CO_2). b) und c) sind in der Schweiz verwendete Referenzmethoden. Ein relativer Ertrag von 100 % entspricht dem Ertrag, der bei einer NPK-Düngung nach den Empfehlungen der GRUDAF (Flisch et al. 2009) erreicht wurde.

kritischen Schwellenwerte bei anderen Boden- und Klimabedingungen und bei anderen Kulturen fortführt, bevor allgemeingültige Düngungsempfehlungen auf der Grundlage präziser Beziehungen zwischen dem Gehalt der verschiedenen im Boden verfügbaren Nährstoffe, dem Gehalt dieser Nährstoffe in der Pflanze und den Erträgen der Kultur festgelegt werden können.

6. Literatur

- Agroscope, 1996. Schweizerische Referenzmethoden der Forschungsanstalten Agroscope, Band 1: Boden- und Substratuntersuchungen zur Düngeberatung, Ausgabe 2015. Agroscope, Zürich.
- American Agricultural Laboratory, 2013. Plant Tissue Interpretative Guidelines. American Agricultural Laboratory, McCook, USA. Zugang: http://amaglab.azurewebsites.net/wp-content/uploads/AmAgLabSiteFiles/Guidelines/Plant_Tissue_Interpretative_Guidelines.pdf
- Asher C. J. & Loneragan J. F., 1967. Response of plants to phosphate concentration in solution culture. I. Growth and phosphorus content. *Soil science* 103, 225–233.
- Bélangier G., Ziadi N., Pageau D., Grant C., Lafond J. & Nyiraneza J., 2015. Shoot Growth, Phosphorus-Nitrogen Relationships, and Yield of Canola in Response to Mineral Phosphorus Fertilization. *Agronomy Journal* 107, 1458–1464.
- Cadot S., Bélangier G., Ziadi N., Morel C. & Sinaj S., 2017. Yield response and critical plant and soil phosphorus for wheat, maize, and rapeseed after 44 years of phosphorus fertilization. *Agriculture, Ecosystems & Environment* (in press).
- Campbell C. R. (Hrsg.), 2000. Reference Sufficiency Ranges for Plant Analysis in the Southern Region of the United States. Southern Cooperative Series Bulletin 394. Aktualisierte Version 2013. Zugang: <http://www.ncagr.gov/agronomi/saaesd/scsb394.pdf> [4. 5. 2017].
- Colenne C., Meynard J. M., Réau R., Justes E. & Merrien A., 1998. Determination of a Critical Nitrogen Dilution Curve for Winter Oilseed Rape. *Annals of Botany* 81, 311–317.
- Debaeke P., van Oosterom E. J., Justes E., Champolivier L., Merrien A., Aguirrezabalaga L.A.N., González-Dugo V., Massingnam A.M. & Montemurro F., 2012. A species-specific critical nitrogen dilution curve for sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Field Crops research* 136, 76–84.
- Duru M. & Thélrier-Huché L., 1997. N and P-K status of herbage: use for diagnosis of grasslands. In: INRA (Ed.), Diagnostic Procedures for Crop N Management and Decision Making, Paris (Les Colloques n° 82), 125–138.
- Farruggia A., Thélrier-Huché L., Violleau S., Lebrun J. M. & Besnard A., 2000. L'analyse d'herbe pour piloter la fertilisation phosphatée et potassique des prairies. Exemples d'application de la méthode. *Fourrages* 164, 447–459.
- Flénet F., Guérif M., Boiffin J., Dorville D., Champolivier L., 2006. The critical N dilution curve for linseed (*Linum usitatissimum* L.) is different from other C3 species. *European Journal of Agronomy* 24, 367–373.
- Flisch R., Sinaj S., Charles R. & Richner W., 2009. Grundlagen für die Düngung im Acker- und Futterbau. *Agrarforschung Schweiz* 16 (2), 1–100.
- Greenwood D. J., Lemaire G., Gosse G., Cruz P., Draycott A. & Neeteson J. J., 1990. Decline in percentage N of C3 and C4 crops with increasing plant mass. *Annals of Botany* 66, 425–436.
- Hermann A. & Taube F., 2004. The Range of the Critical Nitrogen Dilution Curve for Maize (*Zea mays* L.) Can Be Extended Until Silage Maturity. *Agronomy Journal* 96, 1131–1138.
- Justes E., Mary B., Meynard J.-M., Machet J.-M. & Thélrier-Huché L., 1994. Determination of a Critical Nitrogen Dilution Curve for Winter Wheat Crops. *Annals of Botany* 74, 397–407.
- Lemaire G., Gastal F. & Salette J., 1989. Analysis of the effect of N nutrition on dry matter yield of a sward by reference to potential yield and optimum N content. In: Proceedings of the 16th International Grassland Congress. Nice, France. 179–180.

- Marschner P., 2012. *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*. Dritte Auflage. Editions Academic Press, London, UK. 672 S.
- Neely H. L., Koenig R. T., Miles C. A., Koenig T. C. & Karlsson M. G., 2010. Diurnal Fluctuation in Tissue Nitrate Concentration of Field-grown Leafy Greens at Two Latitudes. *HortScience* 45 (12), 1815–1818.
- Olsen S. R., Cole C. V., Watanabe F. S. & Dean L. A. 1954. Estimation of available phosphorus in soils by extraction with sodium bicarbonate. Circular 939. U.S. Dept. of Agric., Washington DC.
- Piekielek W.P. & Fox R.H., 1992. Use of a chlorophyll meter to predict sidedress nitrogen requirements for maize. *Agronomy Journal* 84, 59–65.
- Plénet D. & Lemaire G., 2000. Relationships between dynamics of nitrogen uptake and dry matter accumulation in maize crops. Determination of critical N concentration. *Plant and Soil* 216, 65–82.
- Prost L. & Jeuffroy M.-H., 2007. Replacing the nitrogen nutrition index by the chlorophyll meter to assess wheat N status. *Agronomy for Sustainable Development* 27, 321–330.
- Reuter D. & Robinson J.B., 1997. *Plant analysis: An Interpretation Manual*. 2nd Edition. Editions CSIRO, Australien. 450 S.
- Salette J. & Lemaire G., 1981. Sur la variation de la teneur en azote des Graminées fourragères pendant leur croissance: formulation d'une loi de dilution. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences de Paris* 292 (III), 875–878.
- Schepers J. S., Blackmer T. M. & Francis D. D., 1992. Predicting N Fertilizer Needs for Corn in Humid Regions: Using Chlorophyll Meters. In: Bock B.R. & Kelley K.R. (ed.), *Predicting N fertilizer needs for corn in humid regions*. Bull. Y-226. National Fertilizer and Environmental Research Center, Muscle Shoals, USA.
- Ulrich A., 1952. Physiological bases for assessing the nutritional requirements of plants. *Annual Review of Plant Physiology* 3, 207–228.
- Ziadi N., Bélanger G., Cambouris A.N., Tremblay N., Nolin M.C. & Claessens A., 2008. Relationship between Phosphorus and Nitrogen Concentrations in Spring Wheat. *Agronomy Journal* 100, 80–86.
- Ziadi N., Bélanger G., Claessens A., Lefebvre I., Cambouris A.N., Tremblay N., Nolin M.C. & Parent L.E., 2010. Determination of a Critical Nitrogen Dilution Curve for Spring Wheat. *Agronomy Journal* 102, 241–250.
- Zhao B., 2014. Determining of a critical dilution curve for plant nitrogen concentration in winter barley. *Field Crops Research* 160, 64–72.

7. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1 Überblick über die wichtigsten Pflanzenanalysen für verschiedene Kulturen.	3/4
Tabelle 2 Richtwerte für den Gehalt einiger Ackerkulturen an verschiedenen Makroelementen.	3/6
Tabelle 3 Gleichungen der kritischen Konzentrationen von N und P für einige Ackerkulturen.	3/7

8. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1 Kurve zum theoretischen Ertrag einer Kultur in Abhängigkeit des Gehalts an einem Nährstoff im Pflanzengewebe.	3/3
Abbildung 2 relativer Ertrag in Abhängigkeit des P-Gehaltsindex für Winterweizen, angebaut in Changins.	3/7
Abbildung 3 Relativer Ertrag von Winterweizen, Körnermais und Raps als Funktion des verfügbaren P im Boden.	3/8