

TECHNIQUES PROPOSÉES POUR LE PRÉLÈVEMENT ET LA MANUTENTION DES ÉCHANTILLONS FOLIAIRES en vue de déterminer l'état nutritif de quelques productions agricoles, horticoles et arbustives ⁽¹⁾

par **H. D. CHAPMAN** (*)

Professor of Soils and Plant Nutrition. University of California, Riverside, U. S. A.

L'analyse foliaire est maintenant d'usage très courant, non seulement pour aider l'interprétation des résultats de recherches et confirmer l'observation des symptômes visuels, mais aussi comme moyen pour détecter les stades précoces ou les tendances aux déficiences, excès et déséquilibres de la nutrition des plantes, contribuant ainsi à guider les travaux de fertilisation et d'entretien du sol. Pour ce dernier emploi il est maintenant évident, d'après la masse des données mettant en lumière les effets de l'âge du tissu prélevé, de sa position sur la plante, etc., que des techniques normalisées d'échantillonnage et de manutention sont nécessaires. Ce problème a attiré de nombreux chercheurs qui s'y sont attachés, comme GOODALL et GREGORY (1947), ULRICH (1948 et 1952), HOWLETT (1961) et SMITH (1962) pour n'en mentionner que quelques-uns.

Pour l'échantillonnage et pour la préparation préalable à l'analyse une certaine tendance à la standardisation se fait jour, mais il subsiste encore d'importantes différences dans la pratique. Or, chacune des variations dans l'échantillonnage, la manutention, le nettoyage, la dessiccation, le broyage et le stockage peut suffire à expliquer les différences des résultats analytiques obtenus; dans quelques cas, ces variations peuvent être la cause de divergences suffisamment importantes pour conduire à des conclusions totalement erronées si les résultats sont considérés selon les critères spécifiques d'une technique particulière.

(1) Lors de la préparation de cet article, l'attention de l'auteur fut attirée par un travail quelque peu similaire de A. L. Kenworthy, du Département d'Horticulture de l'Université de Michigan à East Lansing. Dans le cas des plantes étudiées simultanément par le Dr Kenworthy et par moi-même, l'accord est large dans la plupart des cas. Pour les quelques cas où mes propositions diffèrent de celles du Dr Kenworthy, sa méthode a été, d'un commun accord, incluse comme une autre possibilité.

Une importante documentation, jusqu'ici très dispersée, traitant de l'analyse foliaire ainsi que d'autres données utilisables pour le diagnostic d'un grand nombre de productions agricoles très variées, vient d'être réunie par l'auteur et un groupe de ses collègues (*). Ce travail considérable a mis en pleine lumière les différences de méthodes mentionnées ci-dessus.

La plupart des chercheurs sont maintenant bien informés des bases théoriques, des limites fondamentales tout aussi bien que des points forts et des points faibles de l'analyse des plantes et de celle du sol; ils reconnaissent généralement l'utilité de l'une comme de l'autre et la nécessité de poursuivre les recherches, les tests et les comparaisons en vue de leur perfectionnement.

De nombreux chercheurs ont publié des études détaillées qui montrent les changements du contenu nutritif des organes végétaux avec l'âge, les différences entre les diverses parties de la plante et finalement la nécessité d'ériger des normes correspondant à des or-

(*) L'auteur exprime sa reconnaissance aux chercheurs suivants qui ont lu ce manuscrit et lui ont fait de nombreuses remarques constructives : T. W. EMBLETON, W. W. JONES et W. REUTHER, Département des Sciences horticoles de l'Université de Californie à Riverside; O. A. LORENZ et K. B. TYLER, Département des Productions légumières de l'Université de Californie à Riverside; A. ULRICH, Département des Sols et de la Nutrition végétale de l'Université de Californie à Berkeley; A. L. KENWORTHY, Département d'Horticulture de l'Université du Michigan à East Lansing; F. FULLMER, Institut Américain de la Potasse, Inc., à Los Gatos, Californie; M. E. MCCOLLAM, Corporation américaine de la potasse et des produits chimiques, à San Francisco, Californie; P. F. SMITH, Services de Recherches agronomiques U. S. D. A., à Orlando, Floride; P. PRÉVOT, Institut de Recherches pour les Huiles et Oléagineux, à Paris, France; et E. MALAVOLTA, École Supérieure d'Agriculture à Piracicaba, Brésil.

(2) Ce travail sera publié par l'Université de Californie, Division de l'Agriculture, sous le titre : « Critères de diagnostic pour les plantes et les sols ».

ganes précis, d'âge et de position donnés. La façon d'échantillonner des terres sur les grandes surfaces des exploitations commerciales, et celle de traiter les échantillons dans les phases préparatoires à l'analyse, ont également été étudiées quoique plus superficiellement.

L'un des travaux les plus approfondis en ce domaine fut celui de STEYN (1957, 1959 et 1961) sur les agrumes et les ananas. Il a montré de façon décisive que des différences, petites ou grandes, dans les résultats finaux peuvent être le résultat :

- 1) du nombre de feuilles prélevées par arbre ;
- 2) du nombre d'arbres ou de plants échantillonnés ;
- 3) de l'heure à laquelle l'échantillon fut prélevé ;
- 4) de l'activité métabolique avec perte de matière sèche entre le prélèvement et la dessiccation (par exemple : des échantillons stockés encore verts dans des sacs en polyéthylène scellés ont subi au cours d'un stockage à température ambiante pendant 2, 4, 7 et 14 jours, une perte de matière sèche plus élevée que si on les laissait sécher à l'air libre dans le laboratoire) ;
- 5) de la technique de nettoyage des feuilles ;
- 6) de la température et de la durée de la dessiccation en étuve ;
- 7) de la durée et de la température de stockage des échantillons broyés ; et
- 8) de la méthode de broyage (facteur de contamination).

Le but de cet article est de suggérer des techniques d'échantillonnage en vue de *faciliter le choix et l'utilisation des engrais* pour un grand nombre de productions agricoles, avec l'espoir que des techniques d'échantillonnage et de manutention plus uniformes seront utilisées dans l'avenir (1).

Les suggestions concernant la manutention, le nettoyage, la dessiccation et le broyage des échantillons se trouvent dans les pages qui suivent.

Les techniques d'échantillonnage consignées dans le tableau en fin d'article, sont celles qui semblent les plus proches des procédés suggérés par ceux qui ont : soit fait l'étude particulière des méthodes d'échantillonnage propres à une plante donnée ;

soit publié des données plus ou moins nombreuses obtenues avec la technique suggérée.

Ou bien ce sont des techniques qui, d'après les résul-

tats obtenus sur d'autres plantes, donnent de bons résultats. Les techniques décrites peuvent ne pas toujours coïncider exactement avec celles qui sont recommandées par les auteurs cités. Ces chercheurs ne doivent donc pas être tenus pour responsables des techniques précises données dans cet article par son auteur. Il n'a pas non plus été tenté de citer tous les auteurs qui ont publié des renseignements sur une production agricole donnée. Le but des renvois est de renseigner dans une certaine mesure sur les méthodes d'échantillonnage recommandées et de donner, pour ceux qui veulent les consulter, les références des articles originaux.

Manutention des échantillons après prélèvement sur le terrain.

Il n'est évidemment pas possible d'établir de règles générales applicables à toutes les plantes. Cependant, les suggestions qui suivent peuvent être utiles pour la plupart des cas.

Si l'on peut disposer d'une glacière portative, il faut y placer les échantillons prélevés en plein champ dans des sacs de polyéthylène propres et bien fermés en attendant le retour au laboratoire, où l'on mettra ces sacs dans un réfrigérateur jusqu'au moment où on effectuera les opérations de nettoyage et la dessiccation à l'étuve.

Si l'on ne peut pas disposer d'une glacière portative, il faut placer les échantillons dans des sacs de papier ou de tissu poreux, les rapporter au laboratoire le jour même et les placer dans des sacs de polyéthylène dans un réfrigérateur ; ou bien les nettoyer dès le retour au laboratoire si un nettoyage est nécessaire et les mettre dans une étuve pour la dessiccation. Les raisons de ces différentes techniques sont : 1° que la réfrigération réduit la perte en matière sèche et 2° que les sacs de polyéthylène évitent la dessiccation des échantillons verts et les éventuelles pertes de matières nutritives au cours du lavage ultérieur. Le stockage en sacs de polyéthylène pendant un ou deux jours à la température ambiante risquerait d'entraîner une rapide détérioration de certaines matières végétales. C'est là la raison pour laquelle, si l'on ne possède pas de glacière portative, il y a intérêt à placer les échantillons dans des sacs de tissu ou de papier, à les rapporter au laboratoire, et les nettoyer si nécessaire ou alors les transférer dans des sacs de polyéthylène et les garder dans un réfrigérateur en attendant de les nettoyer.

Nettoyage du matériel végétal.

Si le fer, l'aluminium, la silice ou tout autre élément

(1) L'auteur est prêt à reconnaître que la poursuite des recherches peut aboutir, en fin de compte, à d'autres critères et d'autres méthodes convenant mieux à la plante ; cependant, en attendant, les données fournies grâce à l'adoption de méthodes standard dans des régions très éloignées les unes des autres rendraient les comparaisons possibles et montreraient dans quelle mesure les critères de déficience, d'optimum et d'excès établis pour une production donnée dans une région particulière sont valables dans une autre région.

abondant dans le sol doit être pris en considération, ou si les plantes ont reçu des pulvérisations d'éléments particulièrement contaminateurs tels que le zinc, le manganèse, le cuivre, le soufre, le phosphate ou les sels de potasse, un lavage efficace est évidemment nécessaire. ARKLEY et coll. (1960) ont montré que la contamination par la poussière était éliminée de façon satisfaisante par lavage dans l'acide dilué (HCl 0,1 N) ou dans l'acide dilué additionné de détergent, mais qu'une pulvérisation d'oligo-éléments contenant du cuivre, du fer, du manganèse, du molybdène ou du zinc n'était complètement éliminée par aucune de ces solutions de lavage. Leur travail portait sur le seigle, la tomate et la betterave à sucre.

D'autre part, pour les éléments calcium, magnésium, potassium, azote, soufre et phosphore (là où il n'y a pas eu de pulvérisation les contenant) et particulièrement dans les régions où les pluies sont importantes, ou avec des parties jeunes des plantes, on peut se dispenser de lavage. De nombreuses études comparées des avantages du lavage et du non-lavage, portant sur l'un ou plusieurs de ces derniers éléments, relèvent en général des différences relativement minimes et insignifiantes (MASON, 1953). Le lavage de certaines parties végétales peut aboutir à des pertes d'éléments comme le potassium ou le sodium, mais avec des matériaux fraîchement prélevés et avec des méthodes de lavage adaptées, ces pertes peuvent être réduites jusqu'à en être négligeables.

Cependant, nombreux sont les spécialistes qui tendent à adopter une méthode de nettoyage unique pour macro et micro-éléments. Étant donné l'emploi de plus en plus courant de pesticides, herbicides, fongicides et de pulvérisations nutritives, il est bon de nettoyer systématiquement les matériels végétaux avant de les sécher et de les broyer.

Une méthode de lavage, que nous employons, consiste à réunir cinq récipients (nous utilisons des emballages usagés en plastique d'une capacité de 9 litres). Le premier est rempli d'une solution à 0,1 % de détergent (Dreft, Tide, Joy, Teepol, etc.). Les second, troisième et quatrième sont remplis d'eau distillée ou déminéralisée et le cinquième est utilisé pour recueillir les feuilles lavées et rincées. Les échantillons de plantes à laver, si ce sont des feuilles comme celles des agrumes, des pommiers, ou tout autre type convenable, sont plongés un à un dans la solution de détergent, la poussière est soigneusement détachée et lavée à la main puis ils sont rincés dans les récipients successifs contenant l'eau distillée ou déminéralisée et rassemblés dans le cinquième en attendant la fin des opérations de lavage. Lorsque l'eau des échantillons

propres est égouttée, ils sont éponges avec du papier filtre Whatman n° 42, puis placés dans un sac propre de papier ou de mousseline et mis immédiatement dans une étuve ventilée à 65° C pour la dessiccation.

Cette technique permet un contact de quelques secondes seulement de chaque organe prélevé avec l'eau. Elle réduit les pertes par lessivage à un minimum et lave au maximum.

Dessiccation.

Les méthodes sont variables en ce qui concerne la température et la durée de la dessiccation et la technique de broyage. Avec certains matériels végétaux, des pertes de matière sèche peuvent survenir si l'on emploie des températures s'élevant jusqu'à 105° C, ou si la dessiccation est prolongée. En général, la plupart des gens utilisent des températures de 50 à 70° C; des étuves à ventilation sont employées couramment et la durée de la dessiccation est habituellement comprise entre 24 et 72 heures.

Avec la plupart des matériels végétaux, lorsque le poids total de l'échantillon n'est pas supérieur à deux livres, une dessiccation dans une étuve à ventilation à 65° C pendant 48 heures, les échantillons étant placés dans des sacs de papier ouverts ou dans des sacs de tissu aéré, suffira à éliminer la plus grande partie de l'humidité.

Un dosage final de l'humidité (1) à 105° C sur une prise d'un ou deux grammes de l'échantillon moulu doit être fait dans tous les cas où les résultats doivent être exprimés en fonction de la « matière sèche » à 105° C.

Notre technique consiste à placer les échantillons lavés dans des sacs de papier propres et ouverts et de les sécher dans une étuve à ventilation à 65° C pendant 48 heures. Les échantillons sortis de l'étuve et refroidis sont broyés, placés dans un flacon à bouchon vissant et de nouveau séchés pendant 12 heures à 65° C; puis les flacons sont immédiatement fermés, dès leur sortie de l'étuve, alors qu'ils sont encore chauds.

Broyage.

S'il faut doser des éléments-traces, il est recommandé d'émietter d'abord les échantillons à la main, puis de les pulvériser à l'aide d'un mortier et d'un pilon d'agate. La mouture dans des moulins mécaniques

(1) Les températures égales ou supérieures à 105° C feront également disparaître des composés volatils chez certains matériels végétaux.

peut avoir pour conséquence une contamination par certains métaux. Par ailleurs, si l'on ne veut doser que les macro-éléments, la mouture dans des moulins de Wiley ou équivalents, est satisfaisante. Lorsqu'on utilise des procédés de micro-analyse la mouture doit être assez fine pour passer dans un tamis de 40 mailles U. S. Si l'on utilise les méthodes de macro-analyse (par exemple une prise d'essai de un gramme) une finesse de 20 mailles est suffisante. En tamisant à travers une plaque perforée en plastique, plutôt qu'en bronze ou en laiton, on évitera la contamination par le cuivre et le zinc.

Stockage.

Après broyage, l'échantillon doit être soigneusement et complètement mélangé, placé dans un flacon approprié, séché à 65° C dans une étuve ventilée pendant 24 heures. Le flacon sera scellé encore chaud et stocké dans un endroit frais.

Pour tout ce qui précède, l'auteur est convaincu que la nature des échantillons traités, le but des analyses, les éléments à doser et la précision requise détermineront les procédés à adopter. Les techniques décrites ici ne le sont que pour servir de guide.

Traduit par G. Martarelli.

* * *

Pour la seconde fois (1), l'Institut Français de Recherches Fruitières Outre-Mer (I. F. A. C.) a l'honneur d'ouvrir les colonnes de « FRUITS » à M. le Professeur H. D. CHAPMAN. La nécessité d'une normalisation internationale des méthodes d'échantillonnage foliaire est impérieuse, mais elle pose des problèmes délicats, et il fallait la personnalité du Professeur CHAPMAN pour oser l'aborder de front, dans une publication prévue en plusieurs langues afin d'atteindre tous les spécialistes intéressés.

Chaque chercheur peut en effet légitimement admettre que la technique élaborée par lui-même ou par ses prédécesseurs pour une plante donnée est la meilleure, au moins dans son propre domaine géographique et agronomique, car elle a été pensée en fonction de ces données particulières. Le Professeur CHAPMAN a dû commencer par faire un tri parmi l'amoncellement des références disponibles, afin de conserver seulement, dans la pièce maîtresse de son travail (Tableau ci-après) et dans la liste bibliographique, les techniques susceptibles de fournir l'ossature des normes souhaitées. Mais nous rendons hommage à l'impartialité dont il a fait preuve en laissant le choix, pour de nombreuses plantes, entre deux ou trois techniques différentes, alors que son expérience personnelle pouvait l'incliner à n'en retenir qu'une notamment pour les agrumes. Qu'il soit ici remercié pour sa large compréhension à l'égard des points de vue exprimés par des chercheurs de l'I. F. A. C., dans une langue qui ne lui est pas familière, au sujet de l'ananas et du bananier.

Les difficultés rencontrées par nos traducteurs prouvent d'ailleurs qu'une normalisation internationale des termes botaniques et physiologiques servant à définir les modes et stades d'échantillonnage serait, elle aussi, désirable.

En tout cas, ayant entrepris cette année le diagnostic foliaire des agrumes et songeant déjà à celui d'autres fruitiers tropicaux, l'I. F. A. C. ne manquera pas de baser ces travaux sur les indications données ci-après par le Professeur CHAPMAN.

Sur les 58 espèces végétales passées en revue, 23 relèvent en effet des productions fruitières (2); cette proportion explique le choix de « FRUITS » pour publier la version française de cette gigantesque mise au point — et la Rédaction est particulièrement reconnaissante envers le Professeur CHAPMAN pour cette marque d'estime — et souligne l'intérêt prépondérant de l'analyse foliaire dans le domaine fruitier.

P. MARTIN-PRÉVEL
 Chef du Service de Physiologie
 de l'Institut Français
 de Recherches Fruitières Outre-Mer.

(1) H. D. CHAPMAN. — Le diagnostic foliaire et l'analyse du sol des plantations d'agrumes comme moyen de guider les pratiques de fertilisation du sol. 1960, *Fruits*, vol. 15, n° 10, p. 435-441.

(2) Abricotiers, Amandiers, Ananas, Avocats, Bananiers, Cerisiers, Citronniers, Dattiers, Fraisiers, Framboisiers, Groseilliers et Cassis, Limes, Manguiers, Mûres de ronces, Noyers, Oliviers, Orangers, Pacaniers, Pêchers, Poiriers, Pommiers, Pruniers, Vigne.

TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE RECOMMANDÉES AFIN D'ORIENTER L'UTILISATION DES ENGRAIS

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Luzerne (<i>Medicago sativa</i>)	- Section moyenne de la tige - ou totalité de la partie aérienne (les résultats concernant la section moyenne de la tige sont en bonne corrélation avec ceux de la partie aérienne) - ou limbes foliaires	- Prélever les échantillons vers le stade floral 1/10ème - Pour les tiges couper la couronne, enlever les feuilles et les pousses latérales, éliminer les quarts inférieur et supérieur - Conserver la section moyenne. Limbes de feuilles adultes prélevés au stade floral 1/10ème, sur le tiers supérieur de la plante	Prendre, sur un ensemble de 50 à 100 pieds, distribués au hasard, et représentant les conditions moyennes du champ, une tige. Pour cela choisir une étendue de 1 à 5 acres, et effectuer les prélèvements suivant les diagonales. - Au début, quatre parcelles de cette étendue peuvent être mises à contribution. De toute façon, au cours des années suivantes, des prélèvements répétés doivent être faits, sur les mêmes surfaces, en utilisant la même technique. Pour les parties aériennes complètes prélever de même façon des pieds entiers représentatifs. identique : comme ci-dessus.	Martin et col. (1955) Ulrich (1956) Mason et col. (1963) Ulrich (1956) et autres
Amandiers (<i>Prunus amygdalus</i>)	- Feuilles adultes (y compris les pétioles)	Entre le 1er juin et le 15 juillet prélever des feuilles sur la base de la pousse de l'année en cours. - Kenworthy recommande de prendre des feuilles, sur la partie moyenne des pousses de l'année, 8 à 12 semaines après le stade de pleine floraison.	comme pour les pommiers.	Lilleland et McCollam (1961) Kenworthy (1964)
Pommiers (<i>Malus spp.</i>)	- Feuilles adultes (y compris les pétioles)	Entre le 15 juin et le 15 août prélever des feuilles sur des rameaux de l'année, ou à la base des pousses de l'année. Ces feuilles doivent être représentatives, en taille et dans leurs caractéristiques du verger étudié. - Kenworthy recommande de prélever les feuilles sur la partie moyenne des pousses terminales, 8 à 12 semaines après la pleine floraison.	- Choisir des parcelles de 1 à 5 acres comme lieu permanent d'échantillonnage. - Prendre 4 à 6 feuilles par arbre tout autour de l'arbre aux quatre points cardinaux à une hauteur allant de la ceinture à l'épaule. Prélever les échantillons suivant les diagonales si possible, ou tous les 5 ou 10 arbres du bloc. - Un prélèvement complet ne devrait pas contenir moins de 100 feuilles, de 25 arbres différents au moins.	Lilleland et McCollam (1961) Boynton et col. (1943) Boynton et col. (1948) Kenworthy (1961) Bould et Jarrett (1962) Kenworthy (1964)
Abricotiers (<i>Prunus armeniaca</i>)	- Feuilles adultes (y compris les pétioles)	comme pour les amandiers.	comme pour les pommiers.	Lilleland et McCollam (1961)
Asperges (<i>Asparagus officinalis</i>)	phylloides ou rameaux	Prélever en septembre les 30 cm supérieurs des rameaux. Après séchage les détacher de la tige, et éliminer la tige.	Choisir une parcelle représentative du champ. Prélever systématiquement les parties supérieures des phylloides sur 25 pieds au moins.	Brasher (1959)
Avocatiers (<i>Persea americana</i>)	Limbes foliaires (sans pétioles)	Prendre des feuilles de 3 à 4 mois sur des branches non fructifères de la pousse de printemps.	Choisir, une ou plusieurs parcelles d'un à cinq acres de surface. Prélever suivant quatre points cardinaux, 4 feuilles par arbre, à hauteur de ceinture, ou d'épaule. Prélever les échantillons sur les deux diagonales en x, ou si cela n'est pas possible, sur 5 à 10 p. cent des arbres du bloc entier. L'échantillon complet doit provenir de 25 arbres au moins, et contenir plus de 100 feuilles.	Popenoe et col. (1962) Embleton et col. (1958) Labanauskas et col. (1961).

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Banancier (<i>Musa spp.</i>)	Section du limbe foliaire des deux côtés de la nervure centrale et à mi longueur de la feuille. Prendre des bandes allant de la nervure à la marge, en déchirant le long des nervures ou autre méthode : sectionner les bandes comme ci-dessus, au tiers de leur longueur mesurée à partir de la nervure centrale, et analyser les 2 parties séparément. Martin-Prével (1964) estime que les meilleures indications sont obtenues avec le tiers de la bande pris le plus près de la nervure centrale.	Plantes non fleuries : Échantillons sur la dernière feuille complètement déroulée (feuille I) (Brzesowsky et van Biesen 1962 - Dumas et Martin-Prével - 1958) ou feuille III (Hewitt et Osborne, 1962 - Bidner-Barhava et Ravikovich, 1958) ou les deux séparément (Martin-Prével, 1964). Plantes fleuries : Échantillonner la feuille II, en comptant comme n°1 la plus jeune feuille non bractéale (longueur supérieure à 50 cm pour 'Dwarf Cavendish', à 100-150 cm pour les autres cultivars. C'est la feuille 3 recommandée par Hewitt (1955).	Choisir un ou plusieurs acres comme secteur d'échantillonnage permanent représentatif. Si la parcelle est composée d'individus homogènes de même âge (première tige ou planté) échantillonner selon deux diagonales en x; 5 à 10 p. cent des plantes de la surface choisie doivent être échantillonnées. Si la parcelle n'est pas homogène (cycles suivants ou "rejets"), échantillonner au moins 25 plantes au même stade de développement (c'est-à-dire par exemple, même nombre de feuilles larges, non juvéniles, ou même âge de l'inflorescence), et réparties dans la surface choisie pour l'échantillonnage. Si possible, choisir le stade de récolte commerciale ou le stade d'émission florale. Si possible, échantillonner toujours une parcelle de référence, simultanément, et se trouvant au même stade.	Hewitt (1955) Hewitt et Osborne (1962) Bidner-Barhava et Ravikovich (1958) Brzesowsky et van Biesen (1962) Dumas et Martin-Prével (1958) Martin-Prével (1964)
Haricots (<i>Phaseolus spp.</i>) ("Snap beans")	Limbes foliaires (sans les pétioles)	Choisir à la partie supérieure des plantes, quand 10 % d'entre elles ont fleuri, des feuilles adultes dont on ne conservera que les limbes.	Prélever les feuilles sur 5 p. cent ou plus, des pieds situés dans une parcelle déterminée. Il faut 50 à 100 feuilles par parcelle.	McKay et Leefe (1962)
Haricots (<i>Phaseolus spp.</i>) Haricots de Lima voir aussi Soja	Pétioles	Prendre sur des plantes à 10 % de floraison les pétioles de limbes foliaires de deuxième rang à partir du sommet	comme précédemment.	Ulrich et Berry (1961)
Betteraves (<i>Beta vulgaris</i>)	Limbes foliaires (sans pétioles)	Prélèvements à effectuer à partir de la couronne intermédiaire, au milieu du mois d'août. (Pays Bas).	comme pour les betteraves à sucre.	Lehr et Henkens (1959)
Betteraves à sucre (<i>Beta saccharifera</i>)	Pétioles	Choisir des feuilles bien développées et adultes en position intermédiaire entre les jeunes feuilles du centre et le verticille extérieur	Sélectionner une parcelle représentative, et prélever des pétioles sur un pied tous les 40 à 50 plants (plants bien distribués).	Ulrich et col. (1959)
	Limbes foliaires	Comme ci-dessus	Comme ci-dessus	Ulrich et col. (1959) Boawn et col. (1960)
Mûres (de ronces) (<i>Rubus sp.</i>)	feuilles (sans pétioles)	Choisir au moment de la récolte la première feuille adulte située au-dessous du point de croissance.	Choisir un secteur de prélèvement permanent, et prendre des feuilles régulièrement réparties sur 5 à 10 p. cent de la parcelle sélectionnée. Il faut plus de 100 feuilles provenant de 50 plantes au moins.	Clark et Powers (1945)
Choux de Bruxelles (<i>Brassica oleracea gemmifera</i>)	feuilles (sans pétioles)	Les plus jeunes des feuilles entièrement développées, à prélever en juillet.	comme pour les choux.	Lingle et col. (1961)

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition	Nombre de plantes à échantillonner et méthodes d'échantillonnage	Références **
Choux (<i>Brassica oleracea capitata</i>)	Tyler et Lorenz suggèrent de prélever la nervure centrale de la feuille externe enveloppante.	Prélever l'échantillon végétal, au moment où le chou commence à "pommer".	Choisir une parcelle d'échantillonnage permanente représentant les conditions moyennes de la plantation. Prélever une feuille par plante sur 5 à 10 p. cent des choux de la parcelle. Il faut prélever sur 50 plantes au minimum.	Tyler et Lorenz (1962)
Cacao (<i>Theobroma cacao</i>)	Feuilles (sans les pétioles)	Prélever à partir des pousses à hauteur convenable les feuilles 4 à 8 semaines après la floraison principale. Utiliser la 2ème ou la 3ème feuille complètement verte, à partir de l'apex.	comme pour les autres arbres.	Kenworthy (1964)
Carotte (<i>Daucus carota sativa</i>)	feuilles et pétioles	Prendre feuilles et pétioles à maturité, au moment où les racines commencent à prendre de l'importance (couper à la couronne).	comme pour les autres plantes sarclées, betteraves à sucre, choux ...	Proposé par Chapman
Chou fleur (<i>Brassica oleracea botrytis</i>)	nervure centrale des feuilles externes	Prélever les feuilles au moment où la "pomme" commence à se former.	comme pour les choux.	Proposé à partir de la technique de Tyler et Lorenz (1962) pour le chou
Céleri (<i>Apium graveolens dulce</i>)	pétioles	Prendre le pétiole de la feuille la plus jeune complètement développée, à une période de mi-croissance lorsque la plante a 25 à 35 cm.	comme pour les choux.	Tyler et Lorenz (1962)
Céréales Orge (<i>Hordeum vulgare</i>) Millet (<i>Panicum et Setaria spp.</i>) Avoine (<i>Avena sativa</i>) Séigle (<i>Secale cereale</i>) Blé (<i>Triticum spp.</i>) Et autres	limbes foliaires y compris les ligules	Beldřev suggère pour le blé, de prendre les 4 premières feuilles à partir du sommet, à la floraison, lorsque l'épi est plus ou moins complètement sorti. Cette technique est probablement valable pour la plupart des céréales et des graminées. Dans certains cas, il peut être plus pratique de prendre seulement les deux premières feuilles à partir du sommet.	Choisir une parcelle permanente d'un acre et plus. Prélever au hasard, sur des plantes distribuées le long de deux diagonales en x, les 2 ou 4 premières feuilles à partir du sommet au moment de l'épiage. Il faut deux cent feuilles au minimum par échantillon complet.	Boďřev (1959)
Cerisiers (<i>Prunus avium et P. cerasus</i>)	feuilles (avec pétioles)	comme pour les pommiers.	comme pour les pommiers.	Kenworthy (1950) Kenworthy (1964)

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Trèfle et autres légumineuses semblables (Trifolium, Lotus, Medicago, Lespedeza, Melilotus spp.)	limbes foliaires sans les tiges	Prélever des limbes foliaires parvenus récemment à maturité, sur la tige centrale ou principale, au 1/3 de la hauteur à partir de l'apex de la dernière pousse, ou du sommet de la plante, vers le stade 1/10e floraison.	comme pour la luzerne.	Les techniques proposées sont basées sur les résultats d'Ulrich (1956) sur la luzerne et sur d'autres données concernant les feuilles ou parties aériennes du trèfle.
Café (Coffea arabica)	Feuilles entières	Prélever la 3ème ou la 4ème paire de feuilles à partir de l'apex des branches latérales fruitières, ou non fruitières. (La première feuille ou feuille apicale doit avoir 1/2 pouce (1,27 cm) au moins pour pouvoir être considérée comme feuille). Pour le choix des branches, retenir des pousses latérales à mi-distance entre le sol et le sommet de l'arbre et prendre 1 ou 2 feuilles comme il est indiqué précédemment. L'échantillonnage doit comporter, 4 pousses latérales, situées aux 4 points cardinaux.	prendre une parcelle représentative d'un acre, ou plus, considérée comme secteur permanent d'échantillonnage. Prélever suivant les diagonales en x, ou suivant les rangées en échiquier sur 5 à 10 p. cent et plus des arbres. Les échantillons complets doivent porter sur 25 arbres au moins.	Culot et col. (1958) Lott et col. (1956) Müller (1959) Loué (1957) Frankart et Croegaert (1959) Malavolta et Gomes (1961)
Maïs (Zea mays)	portions de feuilles	Prendre la première feuille située vis-à-vis, et au-dessous de l'épi le plus bas, au moment de la pleine floraison. Retenir seulement le 1/3 central de la feuille pour l'analyse	Choisir une ou plusieurs parcelles d'échantillonnage permanent d'un acre et plus. Prélever les échantillons en suivant les diagonales, ou le long des rangées. 50 plantes au moins doivent être échantillonnées par parcelle.	Reichman et col. (1959) de Freitas et col. (1960) Krantz et Chandler (1951) Dowdy et col. (1958) Dumenil (1961) Loué (1962) Grunes et col. (1961) Teater et col. (1960) MacKay et Lee (1962) Hanway (1962) Baird et col. (1962) Tyner (1947)
Coton (Gossypium spp.)	pétioles ou limbes foliaires sans les pétioles	Prendre sur la tige principale les plus jeunes feuilles complètement parvenues à maturité au moment de la 1ère fleur ou lors de l'apparition des premières capsules. À prélever sur les plus jeunes des feuilles récemment parvenues au stade de maturité, prise sur la tige principale au moment de la pleine floraison.	même technique de prélèvement des échantillons que pour le maïs. Recueillir au moins 100 pétioles. id.	MacKenzie et col. (1963) Ray et Amburgey (1963) Mello et col. (1959) McClung et col. (1961) Samuels et col. (1959) Bonnert et col. (1958) Tinknell et col. (1960) Malavolta et Gomes (1961)
Groseilliers et Cassis (Ribes spp.)	Limbes foliaires (sans pétioles)	Choisir des feuilles sans pétioles, sur le tiers moyen de rameaux de développement non fruitiers, de la mi juin à la période de maturation des fruits.	Prendre une feuille sur au moins 50 rameaux de développement, de façon systématique, afin d'obtenir un échantillonnage moyen du secteur choisi.	Bould (1961) Kenworthy (1964)

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade position, condition *	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Vigne (Vitis vinifera)	Pétioles (suivant les variétés) ou des limbes foliaires sans pétioles (suivant les variétés)	A prendre sur des feuilles situées à proximité des grappes à la fin de la période de floraison, ou, pour le potassium, 60 à 70 jours après la floraison sur les plus jeunes feuilles parvenues à maturité. Kenworthy recommande de prélever des échantillons 4 à 8 semaines après la pleine floraison, sur des feuilles adultes situées aux noeuds, juste au-delà des grappes fruitières. Prélever des feuilles à maturité sur le 5ème noeud, au-dessus de la base court-noyée, un mois après la récolte des raisins.	Prendre 80 à 100 pétioles sur des plants distribués au hasard dans une parcelle choisie comme secteur permanent d'échantillonnage. comme ci-dessus.	Cook et col. (1960) Cook et Kishaba (1957) Kenworthy (1964) Shaulls (1961) Ulrich (1952) Samish et col. (1961)
Graminées (espèces variées)	Pour les graminées à larges feuilles servant à la préparation de foin, comme semences, ou qui passent le stade de l'épiage prélever 2 à 4 limbes foliaires y compris les ligules, à partir du sommet de la plante. Pour les autres graminées, en particulier celles à feuilles étroites, ou servant aux pâturages, gazons, etc., prendre une coupe ou la totalité des parties aériennes.	Pour les graminées à larges feuilles procéder comme pour les céréales prendre à partir du sommet les 2 ou 4 premières feuilles (au moment de la floraison, lorsque l'épi a plus ou moins complètement émergé.)	même méthode que pour les céréales.	Beaucoup de chercheurs ont analysé toute la partie aérienne à l'époque de floraison. Il semble à l'auteur que la méthode recommandée ici est en quelque sorte plus spécifique et qu'elle devrait fournir de meilleures bases pour les essais expérimentaux, au moins pour les types de graminées utilisées pour le fourrage ou les graines.
Citronniers (Citrus limon)	feuilles (avec pétioles)	Prendre des feuilles adultes situées en position intermédiaire, sur des branches terminales non fruitières, après arrêt de la croissance, et avant le début d'une nouvelle poussée de sève.	comme pour les orangers. Echantillonner au moins 25 arbres.	
Laitue (Lactuca sativa)	nervures médianes des feuilles	Nervures médianes de la feuille en développement au moment de la parution de la tête	comme pour les choux.	Tyler et Lorenz (1962)
Lime (Citrus aurantifolia)	feuilles (avec pétioles)	Comme pour les citronniers.	comme pour les orangers. Prélever sur 25 arbres au moins.	
Magnolia (Magnolia grandiflora)	feuilles (avec pétioles)	Sélectionner des feuilles intermédiaires de pousses de l'année, à une hauteur uniforme, tout autour de l'arbre.	même procédé que pour les autres arbres. Prendre 4 feuilles et plus par arbre, suivant le nombre d'arbres devant être échantillonnés.	Furuta et col. (1963)
Manguiers (Mangifera indica)	feuilles (avec pétioles)	Prendre des feuilles adultes lors de la pleine floraison sur les dernières pousses parvenues à maturité. Prélèvements à faire sur la partie moyenne des pousses terminales. Les échantillons doivent provenir de rameaux terminaux ne portant pas de fleurs, et n'étant pas en croissance.	comme pour les autres arbres fruitiers.	Kenworthy (1964)

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition *	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Manguiers (suite)		Dans les climats comportant deux floraisons, échantillonner lors de la première floraison.		
Oliviers (Olea europaea)	Feuilles et pétioles.	Prendre des paires de feuilles adultes sur la partie moyenne de rameaux de l'année, 6 semaines environ après la période principale de pleine floraison	même méthode que pour les pommiers et autres arbres fruitiers. Echantillonnage sur 25 arbres au moins.	Samish et col. (1961)
Orangers (Citrus sinensis)	Feuilles et pétioles du cycle de printemps, âgées de 4 à 7 mois, sur des branches terminales portant des fruits. Note : Reuther et Smith (1954) recommandent de choisir des feuilles du cycle de printemps ayant 4 à 7 mois sur des branches terminales, non fructifères. Dans ce cas les standards à retenir sont différents de ceux recommandés par Chapman (1960). Voir Reuther et col. (1958) ; Revision des anciens standards, de Reuther et Smith pour les oranges Valencia (1954).	Prendre des feuilles du cycle de printemps, âgées de 4 à 7 mois, sur des branches terminales portant des fruits. Note : Reuther et Smith (1954) recommandent de choisir des feuilles du cycle de printemps ayant 4 à 7 mois sur des branches terminales, non fructifères. Dans ce cas les standards à retenir sont différents de ceux recommandés par Chapman (1960). Voir Reuther et col. (1958) ; Revision des anciens standards, de Reuther et Smith pour les oranges Valencia (1954).	Choisir une parcelle d'1 à 5 acres dans une partie représentative d'un verger commercial. Cette parcelle constituera l'unité d'échantillonnage permanente. Prélever par arbre et suivant les 4 directions cardinales 4 feuilles utilisées, l'échantillonnage doit porter sur 10 à 20 p. cent des arbres du secteur, et être fait de manière systématique ; par exemple un arbre tous les cinq arbres. Les échantillons complets doivent comporter 100 à 200 feuilles provenant de 25 à 50 arbres.	Chapman (1960) Reuther et Smith (1954) Steyn (1961) Reuther et col. (1958).
Palmiers (Cocotier : Cocos nucifera, à huile : Elaeis guineensis, dattier : Phoenix dactylifera)	Prendre deux pinules sur chaque côté du rachis, dans le milieu de la partie du rachis portant des folioles. Ne retenir, des folioles, que la portion centrale de 5 cm.	Palmiers cocotiers 1° - jusqu'à 4 ans prélever sur la feuille n° 4. La première feuille étant la plus récemment déployée. 2° - de 5 à 7 ans, prélever sur la feuille n° 9. 3° - au-dessus, prélever sur la feuille 14. Palmiers à huile : 1° - jusqu'à 2 ans, feuille n° 9. 2° - à 4 ans et au-dessus, feuille n° 17.	Etablir une parcelle permanente d'échantillonnage, et prendre une feuille sur 5 à 10 p. cent des arbres. Prévoir suggère que 25 arbres au minimum doivent être utilisés.	Prévot et Bachy (1962) Prévot (1964)
Pois (Pisum sativum)	limbes foliaires ou pétioles	Prendre des limbes foliaires ou des pétioles, attachés au 3ème noeud, à partir du sommet de la plante, lorsque celle-ci a atteint le stade 8 à 9 noeuds.	Prélever des échantillons de 50 plantes au moins distribués au hasard sur la parcelle choisie pour l'échantillonnage.	Tremblay et Baur (1948)
Pêchers (Prunus persica)	feuilles (y compris les pétioles)	Prendre des feuilles à maturité à la partie moyenne ou vers la base de branches terminales de l'année, 12 à 14 semaines après la pleine floraison.	Prendre 4 feuilles ou plus sur au moins 25 arbres. Utiliser le même processus opératoire que pour les pommiers, citronniers, etc ...	Lilleland et McCollam (1961) Stenbridge et col. (1962)
Arachide (Arachis hypogaea)	feuilles et pétioles ou limbes foliaires (sans les pétioles)	Prendre au sommet de la plante les feuilles et pétioles complètement développés, les plus jeunes, au stade de floraison. Prendre au sommet de la plante des feuilles complètement développées, les plus récentes, au stade de floraison.	Choisir les feuilles sur des plantes distribuées au hasard et régulièrement dans une portion choisie de la plantation. Prendre 50 plantes au moins. comme précédemment	Welch et Anderson (1962) Suivre la technique générale de Ulrich et Berry (1961)

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition *	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Arachide (suite)	ou feuilles et pétioles	Sur des plantes venant juste d'entrer en floraison, prendre la 4ème feuille à partir de la base sur la tige principale, sans compter les rameaux cotylédonaux.	Prélever des feuilles représentant les conditions moyennes, sur au moins 50 plantes, prises dans une partie représentative de la plantation.	Prévot et Ollagnier (1957) Burkhardt et Page (1941)
Poiriers (Pyrus communis)	feuilles (avec pétioles)	Feuilles adultes sur rameaux courts au milieu de l'été	comme pour les pommiers.	Lilleland et McCollam (1961)
Pacaniers (Carya illinoensis)	folioles des pousses terminales	Choisir des feuilles moyennes avec leur rachis, sur des pousses terminales de longueur "modale" (= de la longueur la plus fréquente), 6 à 8 semaines après la pleine floraison. Prendre des feuilles à 5, 9, 13 ou 17 folioles et retenir une paire de chaque, prélevée sur la partie moyenne de la feuille.	Gossard (1943) suggère de prendre 4 pousses terminales par arbre, aux 4 points cardinaux, et de composer des échantillons de 5 arbres au moins. Les différences entre 10 répétitions d'un échantillonnage fait de cette manière, ont correspondu à un coefficient de variation de 2,49 à 4,42 p. cent pour l'azote total, dans des échantillons foliaires contenant en moyenne 2,26 et 1,98 % d'azote. En production commerciale et pour les études de fertilisation, il peut être souhaitable de prendre au moins 25 arbres.	Gossard (1943)
Ananas (Ananas comosus)	Tiers médian de la portion basale blanche de la dernière feuille entièrement développée (dénommée "feuille D"), qui est souvent la plus longue. Si l'on veut, conserver séparément le reste de la feuille "D".	Arracher chaque mois une feuille à base carrée (feuille "D") par plant, depuis le 3e ou 4e mois après plantation jusqu'à l'apparition de l'inflorescence ou jusqu'au traitement hormonal. Découper la section médiane de la partie basale non chlorophyllienne. Rejeter ou analyser séparément le reste de la feuille "D". Ne jamais rééchantillonner les mêmes plants.	Choisir une parcelle permanente d'échantillonnage d'un acre ou plus, et prendre une feuille par plante, de façon à procéder de manière systématique sur l'ensemble de la parcelle. Il est possible par exemple de retenir une plante toutes les 10, soit en suivant les diagonales (en x) soit en suivant les rangées. Steyn (1961) suggère de prélever au moins sur 260 pieds (avec l'analyse de la portion basale blanche seulement). D'après les travaux effectués sur d'autres plantes, et pour des raisons pratiques 50 à 100 pieds doivent suffir. Avec l'analyse de toute la feuille 20 feuilles par acre suffisent (Lossois, 1962).	Sanford (1962) Steyn (1961) Martin-Prével (1959) Lossois (1962) Py (1959)
Pruniers (Prunus domestica)	feuilles (avec pétioles)	Prendre des échantillons de feuilles 8 à 12 semaines après la pleine floraison, sur la portion moyenne des pousses de l'année.	comme pour les pommiers.	Kenworthy (1964)
Pommes de terre (Solanum tuberosum)	feuilles et pétioles ou pétioles ou sections de tiges	Choisir la 4ème ou 5ème feuille et pétiole de la tige principale à partir du point de croissance, à un stade de début de floraison Choisir le pétiole de la 4ème feuille de la tige principale comptée à partir du point de croissance, 35 à 45 jours après émergence. Sections de tige de 8 noeuds à partir de 3 noeuds au-dessus du sol.	comme pour les choux et les autres plantes sarclées. comme pour les choux et les autres plantes sarclées. comme pour les choux et les autres plantes sarclées.	Boawn et Leggett (1963) Boawn et col. (1960) Kittama (1956) Tyler et Lorenz (1962) Tyler et col. (1961) Boawn et Leggett (1963)
Framboisiers (Rubus idaeus)	feuilles avec pétioles	En août prendre les plus jeunes feuilles arrivées à maturité, sur les branches latérales des tiges principales. Ces feuilles doivent avoir atteint leur taille maximum, et sont généralement à 37 cm (15 pouces) de l'extrémité des branches latérales	Choisir un lieu d'échantillonnage permanent, et prendre des feuilles, suivant un schéma d'opération régulier, sur 50 plantes ou plus.	Tomkins et Boynton (1959)
Riz (Oryza sativa)	limbes foliaires parvenus récemment à maturité	Comme pour les céréales, prendre les deux premières feuilles en comptant à partir du sommet de la plante à la floraison quand l'épi est complètement apparu.	comme pour les céréales.	Velasco et Novero (1951)

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition *	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Hevea Caoutchouc (Hevea brasiliensis)	Feuilles avec nervures centrales, mais sans pétioles	1° - Arbre ayant plus de 4 ans : 4 feuilles de base prises dans un même bouquet sur chaque arbre. Les bouquets faisant l'objet des prélèvements doivent être sur les branches les plus basses et à l'ombre, plutôt qu'en plein soleil. Ces feuilles doivent avoir entre 10 et 12 mois. 2° - Jeunes arbres de 1 an 1/2 à 4 ans 4 feuilles de base d'un bouquet terminal situé à l'extérieur de la frondaison, en pleine lumière. Ces feuilles ont habituellement entre 4 et 6 mois.	Echantillonnage sur 25 arbres au moins, en suivant soit les diagonales, soit un trajet en V, d'un coin au milieu du côté opposé et de ce point à l'autre côté de la ligne de départ.	Shorrocks (1962)
Sorgho (Sorghum vulgare)	feuilles	Prendre la 2ème feuille à partir du sommet, au moment de l'épiaison, quand la tête a complètement émergé		Boawn et col. (1960)
Soja (Glycine soja)	limbes foliaires (sans les pétioles)	Prendre les feuilles supérieures, après la floraison lorsqu'il y a des gousses jeunes dans le haut et des gousses ayant terminé leur élongation dans le bas de la plante.	comme pour les haricots	Miller et col. (1961)
Fraisiers (Fragaria spp.)	limbes foliaires (sans pétioles)	Fin juin ou début août, prendre les plus jeunes des feuilles adultes, entièrement développées. Kenworthy suggère de prélever les feuilles 5 semaines après le point culminant de la période de floraison.	On suggère de prélever une feuille sur 50 à 100 plants dans les parcelles retenues pour l'échantillonnage.	Cline (1962) Smith et Childers (1960) Kenworthy (1964)
Canne à sucre (Saccharum officinarum)	sections de feuilles (nervures médianes éliminées) ou portions de feuilles prélevées à l'emportepièce sur les feuilles préparées comme indiqué colonne 3 ou 3ème, 4ème, 5ème et 6ème feuilles, lorsque les plantes ont 4 mois.	Prendre la 3ème ou la 4ème feuille à partir du sommet d'une plante de 4 mois. Découper une section de 20 cm, au milieu de la feuille, et enlever la nervure centrale	même méthode que pour le maïs	Malavolta et Gomes (1961) Innes (1960) Bonnet et col. (1958) Jack (1961) Humbert et Martin (1955)
	Tranches de tiges, des portions centrales des entrenoeuds 8, 9 et 10	Prendre une partie de la tige principale comprenant les noeuds 8 à 10 numérotés de haut en bas en donnant le numéro 1 au noeud de la feuille à moitié déroulée, sur une plante âgée de 6 à 12 mois.	même méthode que pour le maïs	L'Association des Planteurs Hawaïens citée par Bayer (1960) Hartt (1958)
Thé (Camellia sinensis)	feuilles entières	Seconde plus jeune feuille de l'extrémité des pousses non lignifiées prélevées de mai à mi-juillet. Les prélèvements doivent être faits sur les thiers poussant sur les lignes internes de la parcelle choisie.	même méthode que pour le café	Lin (1963) Barua et Deb (1960) Kenworthy (1964)

Plante	Partie de la plante à prélever pour échantillonnage	Age, stade, position, condition *	Nombre de plantes à échantillonner et méthode d'échantillonnage	Références **
Thé (suite)		Kenworthy recommande de prélever les feuilles 8 à 12 semaines après la pleine cueillette. Recueillir la première feuille normale, laissée sur la pousse après la récolte.		
Tomates (Lycopersicon esculentum)	pétioles ou limbes foliaires	Choisir le pétiole de la 4ème feuille, à partir du méristème apical, à un stade précoce de la floraison Choisir la 3ème ou 4ème feuille, à partir du méristème apical, à un "stade précoce" de la floraison	comme pour les choux comme pour les choux	Tyler et Lorenz (1962) Broeshart et Redlich (1961)
Tung "Abrasin" (Aleurites fordii)	limbes foliaires (sans pétioles)	Prendre les feuilles en fin juillet ou en début août, sur la portion moyenne de branches de l'année ne portant pas de fruits, et ayant des dimensions type.	même procédé que pour les agrumes, pommiers, pêcheurs, etc ...	Myers et Brunstetter (1946) Sitton et col. (1959) Drosdoff (1944)
Noyers (Juglans regia)	folioles médianes de feuilles situées en position moyenne sur les pousses terminales	Prendre des paires de folioles sur des pousses à maturité ayant 5, 9 ou 13 folioles en juillet ou en août, ou 6 à 8 semaines après la pleine floraison.	même méthode que pour le pacanier et les autres arbres. Echantillons d'au moins 25 arbres.	Serr (1961) Kenworthy (1964)

* - Sauf mention contraire, les mois indiqués sont valables pour l'hémisphère Nord.

** - Figurent seulement dans cette colonne quelques références-clés. Les recommandations formulées dans le tableau peuvent ne pas toujours se conformer exactement à celles des chercheurs cités.

N.D.T. - L'ordre du tableau original a été conservé ici, il correspond au classement alphabétique des plantes en langue anglaise : alfalfa, almond, apple, apricot, etc ...

BIBLIOGRAPHIE

- ARKLEY (T.H.), MUNNS, (D. N.) and JOHNSON (C. M.). — 1960. Preparation of plant tissue for micronutrient analysis. Removal of dust and spray contaminants. *Jour. Agr. Food Chem.* 8 : 318-321.
- BAIRD (B. L.), FITTS (J. W.) and MASON (D. D.). — 1962. The relationship of nitrogen in corn leaves to yield. *Soil Sci. Soc. Amer. Proc.* 26 : 378-381.
- BARUA (D. N.) and DEB (S. B.). — 1960. Variation in the nitrogen content of tea leaves. *Jour. Sci. Food Agr.* 11 : 366-370.
- BAVER (L. D.). — 1960. Plant and soil composition relationships as applied to cane fertilization. *Hawaiian Planters' Record* 56 : 1-86.
- BIDNER-BARHAVA (N.) and RAVIKOVITCH (S.). — 1958. The influence of various soils on the mineral composition of banana leaves. *Ktivism* 8 : 255-272.
- BOAWN (L. C.) and LEGGETT (G. E.). — 1963. Zinc deficiency of the Russet Burbank potato. *Soil Sci.* 95 : 137-141.
- BOAWN (L. C.), VIETS (F. G.), CRAWFORD (C. L.), and NELSON (J. L.). — 1960. Effect of nitrogen carrier, nitrogen rate, zinc rate, and soil pH on zinc uptake by sorghum, potatoes, and sugar beets. *Soil Sci.* 90 : 329-337.
- BOLDYREV (N. K.). — 1959. The diagnosis of the nitrogen and phosphorus requirement of wheat during flowering by means of the general chemical analysis of the leaves. *Pochvovedenie* 11 : 104-114.
- BONNET (J. A.), RIERA (A. R.) and ROLDAN (J.). — 1958. Yield responses to different N-P-K levels, and correlations with foliar analysis, in sand-culture studies with corn, sugar-cane, and cotton. *Jour. Agr. Univ. Puerto Rico* 42 : 168-184.
- BOULD (C.). — 1961. Leaf analysis as a guide to the nutritional status of soft fruit crops. In *Plant Analysis and Fertilizer Problems*. Ed. by W. Reuther. Publ. No. 8 : 3-15. *Amer. Inst. Biol. Sci.*, Washington, D. C.
- BOULD (C.) and JARRET (R. M.). — 1962. The effect of cover crops and NPK fertilizers on growth, crop yield and leaf nutrient status of young dessert apple trees. *Jour. Hort. Sci.* 37 : 58-82.
- BOYNTON (D.), CAIN (J. C.) and VAN GELUWE (J.). — 1943. Incipient magnesium deficiency in some New York apple orchards. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42 : 95-100.
- BOYNTON (D.), COMPTON (O. C.) and FISHER (E.). — 1948. Further work on leaf nitrogen and leaf color as measures of the nitrogen status of fruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 52 : 40-46.
- BRASHER (E. P.). — 1959. Establishing fertilizer requirements for asparagus through tissue analysis. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 73 : 334-338.
- BROESHART (H.) and REDLICH (G. C.). — 1961. Mise au point concernant l'application de l'analyse foliaire à la culture des tomates. *Ann. Agron.* (Paris) 12 : 549-560.
- BRZESOWSKY (W. J.) and VAN BRESSEN (J.). — 1962. Foliar analysis in experimentally grown Lacatan bananas in relation to leaf production and bunch weight. *Netherlands Jour. Agr. Sci.* 10 : 118-126.
- BURKHART (L.) and Page (N. R.). — 1941. Mineral nutrient extraction and distribution in the peanut plant. *Jour. Amer. Soc. Agron.* 33 : 743-755.
- CHAPMAN (H. D.). — 1960. Leaf and soil analysis in citrus orchards. *Univ. Calif. Div. Agr. Sci. Manual* 25, 53 p.
- CLARK (H. E.) and POWERS (W. L.). — 1945. Leaf analysis as an indicator of potassium requirement of cane fruits. *Plant Physiol.* 20 : 51-61.
- CLINE (R. A.). — 1962. Sampling techniques for determining leaf nutrient concentrations for strawberries. *Ann. Rept. Vineland Hort. Expt. Sta. and Prod. Lab.* (Ontario) 1961 : 19-27.
- COOK (J. A.) and Kishaba (T.). — 1957. Using leaf symptoms and foliar analyses to diagnose fertilizer needs in California vineyards. In *Plant Analysis and Fertilizer Problems*. Ed. by T. Wallace, p. 158-176. *Institut de Recherches pour les Huiles et Oléagineux*, Paris.
- COOK (J. A.), LYNN (C. D.) and KISSLER (J. J.). — 1960. Boron deficiency in California vineyards. *Amer. Jour. Enol. & Viticult.* 11 : 185-194.
- CULOT (J. P.), VAN WAMBEKE (A.) and CROEGAERT (J.). — 1958. Contribution à l'étude des déficiences minérales du caféier d'arabica au Kivu. *Inst. Nat. Étude Agr.* (Congo Belge), série scientifique n° 73, 105 p.
- DE FREITAS (L. M. M.), McCLUNG (A. C.), and LOTT (W. L.). — 1960. Field studies on fertility problems of two Brazilian Campos Cerrados 1958-59. *IBEC Res. Inst. Bull.* 21, 31 p.
- DOWDY (E. R.) ROBERTSON (L. S.) and SUNDGUIST (W. B.). — 1958. The mineral content of corn grown on a Kalamazoo sandy loam soil as affected by the use of commercial fertilizer. Michigan State Univ. *Agr. Expt. Sta. Quart. Bull.* 40 : 861-869.
- DROSDOFF (M.). — 1944. Leaf composition in relation to the mineral nutrition of tung trees. *Soil Sci.* 57 : 281-291.
- DUMAS (J.) et MARTIN-PRÉVEL (P.). — 1958. Contrôle de nutrition des bananeraies en Guinée. *Fruits*, 13 (9-10) : 375-386.
- DUMENIL (L.). — 1961. Nitrogen and phosphorus composition of corn leaves and corn yields in relation to critical levels and nutrient balance. *Soil Sci. Soc. Amer. Proc.* 25 : 295-298.
- EMBLETON (T. W.), JONES W. W.), KIRKPATRICK (J. D.) and DOROTHEA GREGORY-ALLEN. — 1958. Influence of sampling date, season, and fertilization on macronutrients in Fuerte avocado leaves. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 72 : 309-320.
- FRANKART (R.) and CROEGAERT (J.). — 1959. Contribution à l'étude de la nutrition minérale du Caféier Robusta en UÉLÉ. *Inst. Nat. Étude Agron.* (Congo Belge), Série Scientifique n° 80, 107 p.
- FURUTA (T.), PERRY (F.) and ORR (H. P.). — 1963. Leaf position and nutrient element composition of *Magnolia grandiflora* foliage. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 82 : 526-531.
- GOODALL (D. W.) and GREGORY (F. G.). — 1947. Chemical composition of plants as an index of their nutritional status. Imperial Bur. Hort. & Plantation Crops (Kent England) *Tech. Commun.* n° 17, 167, p.
- GOSSARD (A. C.). — 1943. A study of methods of sampling pecan leaves for total nitrogen analysis. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 42 : 109-114.
- GRUNES (D. L.), BOAWN (L. C.) CARLSON (C. W.) and VIETS (F. G.). — 1961. Zinc deficiency of corn and potatoes as related to soil and plant analyses. *Agron. Jour.* 53 : 68-71.
- HANWAY (J. J.). — 1962. Corn growth and composition in relation to soil fertility : III. Percentages of N, P and K in different plant parts in relation to stage of growth. *Agron. Journ.* 54 : 222-229.
- HARTT, Constance (E.). — 1958. Total phosphorus in internodes 8-10 as a guide to phosphorus fertilization of sugar cane. *Hawaiian Planters' Record* 55 : 243-270.
- HEWITT, C.W.). — 1955. Leaf analysis as a guide to the nutrition of bananas. *Empire Jour. Expt. Agr.* 23 : 11-16.
- HEWITT (C. W.) and OSBORNE (R. E.). — 1962. Further field studies on leaf analysis of Lacatan bananas as a guide to the nutrition of the plant. *Empire Jour. Expt. Agr.* 30 : 249-256.
- HOWLETT (F. S.). — 1961. Variation pattern established by foliar analysis of vegetable plants. In *Plant Analysis and Fertilizer Problems*. Ed. by W. Reuther. Publ. n° 8 : 355-388. *Amer. Inst. Biol. Sci.*, Washington, D. C.
- HUMBERT (R. P.) and MARTIN (J. P.). — 1955. Nutritional deficiency symptoms in sugar cane. *Hawaiian Planters' Record* 55 : 95-102.
- INNES (R. F.). — 1960. The nitrogen, phosphorus and potassium requirements of sugar cane. *Jour. Sci. Food Agr.* 11 : 299-309.
- JACK (R. C. M.). — 1961. Nutrient imbalance in sugar cane as revealed by foliar analysis. *Trop. Agr.* (Trinidad) 38 : 231-233.

- KENWORTHY (A. L.). — 1950. Nutrient-element composition of leaves from fruit trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 55 : 41-46.
- KENWORTHY (A. L.). 1961. Interpreting the balance of nutrient-elements in leaves of fruit trees. In *Plant Analysis and Fertilizer Problems*. Ed. by W. Reuther. Publ. n° 8 : 28-43. *Amer. Inst. Biol. Sci.*, Washington, D. C.
- KENWORTHY (A. L.). — 1964. Private communication. Dept. of Horticulture, Michigan State University, East Lansing.
- KITTAMS (H. A.). — 1956. Nutrient status survey of potatoes in Northwestern Washington. *Better Crops with Plant Food* 40 (7) : 17-19, 36-40.
- KRANTZ (B. A.) and CHANDLER (W. V.). — 1951. Lodging, leaf composition, and yield of corn as influenced by heavy applications of nitrogen and potash. *Agron. Jour.* 43 : 547-552.
- LABANUSKAS (C. K.), EMBLETON (T. W.), JONES (W. W.) and GARBNER (M. J.). — 1961. Seasonal changes in concentrations of zinc, copper, boron, manganese, and iron in Fuerte avocado leaves. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 77 : 173-179.
- LEHR (J. J.) and HENKENS (I. C. H.). — 1959. Threshold values of boron contents in Dutch soils in relation to boron deficiency symptoms in beet (heartrot). *World Congr. Agr. Res.* 1959 : 1397-1407.
- LILLELAND (O.) and MCCOLLAM (M. E.). — 1961. Fertilizing western orchards. *Better Crops with Plant Food* 45 (4) : 1-5, 46-48.
- LIN (C. F.). — 1963. Leaf analysis as a guide to nitrogen fertilization of tea bushes (1). *Bull. Pinchen Tea Exptl. Sta.* 15 : 27-42.
- LINGLE (J. C.), SCIARONI (R. H.), LEAR (B.) and WIGHT (J. R.). — 1961. The effect of soil liming and fumigation on the manganese content of Brussels sprouts leaves. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 78 : 310-318.
- LOSISOIS (P.). — 1962. Essai homogénéité-échantillonnage Guinée 1960, fiche d'analyse. Inst. Français Rech. fruit. O. M. (IFAC) R. A. 62, doc 65.
- LOTT (W. L.), NERY (J. P.), GALLO (J. R.) and MEDCALF (J. C.). — 1956. Leaf analysis technique in coffee research. IBEC Res. *Inst. Bull.* 9, 26 p.
- LOUÉ (A.). — 1957. La nutrition minérale du caféier en Côte d'Ivoire. *Centre de Recherches Agro. Bingerville, Côte d'Ivoire*. 205 p.
- LOUÉ (A.). — 1962. La nutrition cationique du maïs et le diagnostic foliaire. *Ann. Physiol. Vegetale* (Paris) 4 : 127-148.
- MACKEY (D. C.) and LEEFE (J. S.). — 1962. Optimum leaf levels of nitrogen, phosphorus and potassium in sweet corn and snap beans. *Canadian Jour. Plant Sci.* 42 : 238-246.
- MACKENZIE (A. J.), SPENCER (W. F.), STOCKINGER (K. R.) and KRANTZ (B. A.). — 1963. Seasonal nitrate-nitrogen content of cotton petioles as affected by nitrogen application and its relationship to yield. *Agron. Jour.* 55 : 55-59.
- MALAVOLTA (E.), and GOMES (F. P.). — 1961. Foliar diagnosis in Brazil. In *Plant Analysis and Fertilizer Problems*. Ed. by W. Reuther. Publ. n° 8 : 180-189. *Amer. Inst. Biol. Sci.*, Washington, D. C.
- MARTIN (W. E.), ULRICH (A.), MORSE (M.) and MIKKELSEN (D. M.). — 1955. Potassium deficiency of alfalfa in California. *Better Crops with Plant Food* 39 (10) : 6-12, 46-51.
- MARTIN-PRÉVEL (P.). — 1959. Aperçu sur les relations croissance-nutrition minérale chez l'ananas. *Fruits*, 14 (3) : 101-122.
- MARTIN-PRÉVEL (P.). — 1964. Échantillonnage des bananeraies en vue du diagnostic foliaire. Inst. Français Rech. fruit. O. M. (IFAC) R. A. 64, doc 3.
- MASON (A. C.). — 1953. The cleaning of leaves prior to analysis. *East Malling Res. Sta., Ann. Rept.* 1952 : 104-107.
- MASON (J. L.), VAN RYSWYK (A. L.) and Miltimore (J. E.). — 1963. Changes in sulphur, phosphorus and potassium content of alfalfa with soil zone. *Canadian Jour. Plant Sci.* 43 : 94-96.
- MCCLUNG (A. C.), DE FREITAS (M. M.), MIKKELSEN (D. S.) and LOTT (W. L.). — 1961. Cotton fertilization on Campo Cerrado soils, State of São Paulo, Brazil. *IBEC Res. Inst. Bull.* 27, 31 p.
- MELLO (F. A. F. DE), DO BRASIL (M. O. C.) and HAAG (H. P.). — 1959. On the use of foliar diagnosis with cotton (*Gossypium hirsutum* L. var. I. A. C. 817). II. *Ann. Esc. Agr. (Queizor)* 16 : 123-133.
- MILLER (R. J.), PESEK (J. T.) and HANWAY (J. J.). — 1961. Relationships between soybean yield and concentrations of phosphorus and potassium in plant parts. *Agron. Jour.* 53 : 393-396.
- MÜLLER (L.). — 1959. La aplicación del diagnostico foliar en el cafeto (*Coffea arabica* L.) para una mejor fertilizacion. *Turrialba* 9 : 110-122.
- MYERS (A. T.) and BRUNSTETTER (B. C.). — 1946. Spectrographic determination of mineral composition of the tung leaf as influenced by the position on the plant. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 47 : 169-174.
- POPENOE (J.), ORTH (P. G.) and HARKNESS (R. W.). — 1962. Leaf analysis survey of avocado groves in Florida. *Proc. Florida State Hort. Soc.* (1961) 74 : 365-367.
- PRÉVOT (P.). — 1964. Private communication. Institut de Recherches pour les Huiles et Oléagineux, Paris.
- PRÉVOT (P.) and BACHY (A.). — 1962. Diagnostic foliaire du cocotier. Influence du rang de la feuille et du développement végétatif sur les teneurs en éléments. *Oléagineux* 17 : 451-458.
- PRÉVOT (P.) and OLLAGNIER (M.). — 1957. Foliar diagnosis : Groundnut. *Fertilité* 2 : 23-24.
- PY (C.). — 1959. Étude sur la nutrition de l'ananas en Guinée. *Fruits*, 14 (1) : 3-24.
- RAY (H. E.) and AMBURGEY (L. R.). — 1963. Pinpoint cotton's N needs with soil and petiole analyses. *Farm Chemicals* 126 (7) : 22-23, 44.
- REICHMAN (G. A.), GRUNES (D. L.), CARLSON (C. W.) and ALESSI (J.). — 1959. N and P composition and yield of corn as affected by fertilization. *Agron. Jour.* 51 : 575-578.
- REUTHER (W.), EMBLETON (T. W.) and JONES (W. W.). — 1958. Mineral nutrition of tree crops. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 9 : 175-206.
- REUTHER (W.) and SMITH (P. F.). — 1954. Leaf analysis of citrus. In *Mineral Nutrition of Fruit Crops*. Ed. by N. F. Childers. Chap. 7 (p. 257-294). *Somerset Press*, Somerville, New Jersey.
- SAMISH (R. M.), MOSCICKI (W. Z.), KESSLER (B.) and HOFFMAN (M.). — 1961. A Nutritional survey of Israel vineyards and olive groves by foliar analyses. (Final report to the Ford Foundation.) Special Bull. No. 39, 28 p. *Natl. & Univ. Inst. of Agr., of Publications*, Beit Dagan. (Mimeographed Rept.)
- SAMUELS (G.) RODRIGUEZ (J. P.) and LANDRAU (P.). — 1959. The response of cotton to fertilizers in Puerto Rico. *Jour. Agr. Univ. Puerto Rico* 43 : 89-102.
- SANFORD (W. G.). — 1962. Pineapple crop log concept and development. *Better Crops with Plant Food*, 46 (3) : 32-43.
- SERR (E. F.). — 1961. Nutritional deficiencies in California walnuts. *Univ. Calif. Agr. Expt. Sta. Ext. Serv. Leaflet* 137.
- SHAULIS (N.). — 1961. Associations between symptoms of potassium deficiency, plant analysis, growth, and yield of Concord grapes. In *Plant Analysis and Fertilizer Problems*. Ed. by W. Reuther. Publ. No. 8 : 44-57. *Amer. Inst. Biol. Sci.*, Washington, D. C.
- SHORROCKS (V. M.). — 1962. Leaf analysis as a guide to the nutrition of *Hevea brasiliensis*. V. A leaf sampling technique for mature trees. *Jour. Rubber Res. Inst. Malaya* 17 : 167-190.
- SITTON (B. G.), POTTER (G. F.), LEWIS (W. A.), DROSDOFF (M.), BARROWS (H. L.) and KILBY (W. W.). — 1959. Effects of mulch, nitrogen, and potassium fertilizers on Savannah soil and tung trees. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 74 : 236-244.
- SMITH (C. R.) and CHILDERS (N. F.). — 1960. Controlled phosphorus, potassium and magnesium studies with strawberry. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 75 : 360-366.
- SMITH (P. F.). — 1962. Mineral analysis of plant tissues. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 13 : 81-108.
- STEMBRIDGE (G. E.), GAMBRELL (C. E.), SEFICK (H. J.) and VAN BLARICOM (L. O.). — 1962. The effect of high rates nitrogen and potassium on the yield, quality, and foliar mineral composition of Dixigen peaches in the South Carolina Sandhills. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 81 : 153-161.
- STEYN (W. J. A.). — 1957. A statistical study of the errors involved in the sampling and chemical analysis of soils and plants,

- with particular reference to citrus and pineapples. Ph. D. Thesis, Rhodes University, Grahamstown, Republic of South Africa.
- STEYN (W. J. A.). — 1959. Leaf analysis. Errors involved in the preparative phase. *Jour. Agr. Food Chem.* 17 : 344-348.
- STEYN (W. J. A.). — 1961. The errors involved in the sampling of citrus and pineapple plants for leaf analysis purposes. In *Plant Analysis and Fertilizer Problems*. Ed. by W. Reuther. Publ. No. 8 : 409-430. *Amer. Inst. Biol. Sci.*, Washington, D. C.
- TEATER (R. W.), MEDERSKI (H. J.) and VOLK (G. W.). — 1960. Yield and mineral content of corn as affected by ammonium chloride fertilizer. *Agron. Jour.* 52 : 403-405.
- TINCKNELL (R. C.), LOPEZ (J.) and AYALA (H.). — 1960. The possibility of foliar diagnosis of nitrogen and potash deficiencies in cotton crops. *Agron. Trop.* (Marcay) 9 : 121-126.
- TOMKINS (J. P.) and BOYNTON (D.). — 1959. A response to potassium by black raspberry. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.* 73 : 164-167.
- TREMBLAY (F. T.) and BAUR (K. E.). — 1948. A method of determining the potassium requirements of peas. *Jour. Amer. Soc. Agron.* 40 : 945-959.
- TYLER (K. B.), FULLMER (F. S.) and LORENZ (O. A.). — 1961. Plant and soil analysis for potatoes in California. *Trans. 7th Intern. Congr. Soil Sci.* (Madison, Wisc.) III : 130-140.
- TYLER (K. B.) and LORENZ (O. A.). — 1962. Diagnosing nutrient needs in vegetables. *Better Crops with Plant Food* 46 (3) : 6-13.
- TYNER (E. H.). — 1947. The relation of corn yields to leaf nitrogen, phosphorus, and potassium content. *Soil Sci. Soc. Amer. Proc.* : II 317-323.
- ULRICH (A.). — 1948. Plant analysis-methods and interpretation of results. In *Diagnostic Techniques for Soils and Crops*. Chap. VI (p. 157-198). *Amer. Potash Inst.*, Washington, D. C.
- ULRICH (A.). — 1952. Physiological bases for assessing the nutritional requirements of plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 3 : 207-228.
- ULRICH (A.). — 1956. Plant analysis as a guide to the mineral nutrition of alfalfa. *Proc. 7th Intern. Grassland Congr.*, Palmerston North, New Zealand, 1956, p. 313-322.
- ULRICH (A.) and BERRY (W. L.). — 1961. Critical phosphorus levels for lima bean growth. *Plant Physiol.* 36 : 626-632.
- ULRICH (A.), RIRIE (D.), HILLS (F. J.), GEORGE (A. G.) and MORSE (M. D.). — 1959. I. Plant analysis. A guide for sugar beet fertilization. *Univ. Calif. Agr. Expt. Sta. Bull.* 766 : 1-23.
- VELASCO (J. R.) and NOVERO (R. P.). — 1951. Studies on foliar diagnosis : I. Nitrogen relations. *Philippine Agriculturist* 35 : 223-232.
- WELCH (L. F.) and ANDERSON (O. E.). — 1962. Molybdenum content of peanut leaves and kernels as affected by soil pH and added molybdenum. *Agron. Jour.* 54 : 215-217.

