

GUIDE



Ineris - 230484 - 2823778 - v1.0

20/05/2025

Guide pour la préparation des végétaux destinés à la consommation humaine dans le contexte des sites et sols pollués

Seconde édition

PRÉAMBULE

Le présent document a été réalisé au titre de la mission d'appui aux pouvoirs publics confiée à l'Ineris, en vertu des dispositions de l'article R131-36 du Code de l'environnement.

La responsabilité de l'Ineris ne peut pas être engagée, directement ou indirectement, du fait d'inexactitudes, d'omissions ou d'erreurs ou tous faits équivalents relatifs aux informations utilisées.

L'exactitude de ce document doit être appréciée en fonction des connaissances disponibles et objectives et, le cas échéant, de la réglementation en vigueur à la date d'établissement du document. Par conséquent, l'Ineris ne peut pas être tenu responsable en raison de l'évolution de ces éléments postérieurement à cette date. La mission ne comporte aucune obligation pour l'Ineris d'actualiser ce document après cette date.

Au vu de ses missions qui lui incombent, l'Ineris, n'est pas décideur. Les avis, recommandations, préconisations ou équivalent qui seraient proposés par l'Ineris dans le cadre des missions qui lui sont confiées, ont uniquement pour objectif de conseiller le décideur dans sa prise de décision. Par conséquent, la responsabilité de l'Ineris ne peut pas se substituer à celle du décideur qui est donc notamment seul responsable des interprétations qu'il pourrait réaliser sur la base de ce document. Tout destinataire du document utilisera les résultats qui y sont inclus intégralement ou sinon de manière objective. L'utilisation du document sous forme d'extraits ou de notes de synthèse s'effectuera également sous la seule et entière responsabilité de ce destinataire. Il en est de même pour toute autre modification qui y serait apportée. L'Ineris dégage également toute responsabilité pour chaque utilisation du document en dehors de l'objet de la mission.

Nom de la direction en charge du rapport :

Direction Sites et Territoires

Rédaction :

- Karen PERRONNET
- Rabia BADREDDINE

Vérification :

- Laurence LETHIELLEUX
- Ahmad EL MASRI

Approbation :

Document approuvé le 20/05/2025 par Stéphane DUPLANTIER

MEMBRES DU GROUPE DE TRAVAIL**Pilotage (Ineris) :**

- Rabia BADREDDINE
- Karen PERRONNET
- Laurence LETHIELLEUX

Comité restreint

- Pauline BALON (jusqu'en septembre 2022) puis Aline COFTIER, **BRGM**
- Christian VINCQ (jusqu'en janvier 2021) puis Guillaume GAY, **ministère en charge de l'environnement, Direction générale de la Prévention des Risques, Bureau du Sol et Sous-Sol**
- Philippe MARCHAND, **LABERCA/ONIRIS**
- Franck MAROT, **Ademe**

Comité élargi

- Eric CAPODANNO, **Phytocontrol**
- Benoît PLANEL, **TERANA** (anciennement laboratoire départemental de la Drôme)
- Ahmad EL-MASRI, **Ineris**
- Valérie FAIVRE (jusqu'en juin 2023) puis Paul-Eric LAFARGUE, **Micropolluants Technologie**
- Sophie GOULITQUER, **LABOCEA** (jusqu'en 2023)
- Audrey GOUTAGNIEUX (jusqu'en mars 2024) puis Stéphane FIEVET, **WESSLING part of ALS**
- Lionel LOPES-PEREIRA, **INOVALYS**
- Bahia NOURI, **CARSO**
- Arnaud PAPIN, **Ineris** (jusqu'en septembre 2024)
- Claire PICHON, **AGROLAB**
- Emmanuelle QUETIER (jusqu'en octobre 2023) puis Alexia PAJOT et Géraldine BERAIL, **laboratoire de Vendée**
- Patrice SOULE, **INRAE**
- Anne-Françoise STOFFEL, **Eurofins** (depuis 2020)

SOMMAIRE

SOMMAIRE	5
RÉSUMÉ	8
GLOSSAIRE	10
1. CONTEXTE ET OBJECTIFS DU GROUPE DE TRAVAIL	12
2. CONSTITUTION DU GROUPE DE TRAVAIL	15
2.1 - Composition du groupe de travail	15
2.2 - Périmètre des travaux	15
2.3 - Méthodologie	15
3. DOCUMENTS DE RÉFÉRENCE	17
3.1 - Guide technique d'échantillonnage	17
3.2 - Guides techniques d'accréditation	17
3.3 - Bases de données	17
3.4 - Réglementation relative aux teneurs maximales	18
4. RÔLES ET RESPONSABILITÉS DU COMMANDITAIRE DES ANALYSES ET DU LABORATOIRE D'ANALYSES	20
4.1 - Rôle et responsabilités techniques du préleveur et du commanditaire des analyses	20
4.2 - Rôle et responsabilités techniques du laboratoire d'analyse	21
5. DU PRÉLÈVEMENT SUR LE TERRAIN À LA PRÉPARATION DES VÉGÉTAUX PAR LE LABORATOIRE	22
5.1 - Quantité de végétaux à prélever sur le terrain	22
5.2 - Commande des analyses chimiques et transmission des consignes de préparation au laboratoire	23
5.3 - Conditionnement des végétaux collectés sur le terrain	24
5.4 - Transport des végétaux collectés sur le terrain	26
5.5 - Réception, préparation et traitement des végétaux par le laboratoire d'analyse	26
5.6 - Accusé de réception	31
5.7 - Préparation des végétaux par le laboratoire d'analyses	31

5.7.1 - Protocole de lavage des végétaux	32
5.7.2 - Protocole d'épluchage des végétaux	32
6. DES ANALYSES CHIMIQUES AUX RÉSULTATS ANALYTIQUES	34
6.1 - Méthodologie de sélection des méthodes de digestion et d'extraction pour les composés inorganiques et organiques dans la matrice végétale	34
6.2 - Méthodes de digestion des composés inorganiques et recommandations	35
6.3 - Méthodes d'extraction des composés organiques et recommandations	35
6.4 - Techniques utilisées pour l'analyse des composés organiques et inorganiques dans la matrice végétale	36
6.5 - Exigences de performances analytiques européennes	37
6.6 - Les limites de quantification à atteindre pour la matrice végétale	40
6.6.1 - Définition de la limite de quantification	40
6.6.2 - Critères de sélection des limites de quantification pour la matrice végétale	40
6.6.3 - Les limites de quantification retenues pour la matrice végétale	41
6.6.4 - Difficultés de quantification rencontrées par les laboratoires	41
6.7 - Assurance et contrôle qualité des résultats	44
6.7.1 - Essais d'aptitude et essais inter-laboratoires	44
6.7.2 - Assurance qualité et blancs d'analyse	45
7. LE RAPPORT D'ANALYSE	46
7.1 - Expression des résultats – upper-bound/lower-bound	47
7.2 - Incertitudes analytiques	47
8. POINTS D'ATTENTION SUR L'ANALYSE DE CERTAINES FAMILLES CHIMIQUES ET SUR LEUR INTERPRÉTATION	50
8.1 - Acide cyanhydrique – HCN (version actualisée en 2022)	50
8.2 - Hydrocarbures totaux – HCT (version actualisée en 2024)	50
8.3 - Phtalates (version actualisée en 2022)	51
8.4 - Composés organiques volatils (version actualisée en 2024)	51
9. ANNEXES	53
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	100

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Articulation du présent guide avec les autres documents de référence	16
Figure 2 : Préparation et traitement des échantillons de végétaux avant analyse en laboratoire, des composés organiques et/ou inorganiques	27
Figure 3 : Prise en compte de l'incertitude analytique élargie dans la conformité des denrées alimentaires	49

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Liste des contenants pour le prélèvement des végétaux	25
Tableau 2 : Principales propriétés des contenants pour le prélèvement des végétaux	25
Tableau 3 : Exemples de préparation de végétaux selon la norme NF EN 13804	29
Tableau 4 : Critères de performances pour l'analyse de certains composés inorganiques	38
Tableau 5 : Critères de performances pour l'analyse de certains composés organiques	39
Tableau 6 : Éléments devant figurer dans le rapport d'analyse remis par le laboratoire d'analyse	46
Tableau 7 : Valeurs numériques en fonction des concentrations pour le calcul des incertitudes (règlement UE 333/2007 modifié)	48

Pour citer ce document, utilisez le lien ci-après :

Institut national de l'environnement industriel et des risques, Guide pour la préparation et l'analyse des végétaux destinés à la consommation humaine dans le contexte des sites et sols pollués, Verneuil-en-Halatte : Ineris - 230484 - v1.0, seconde édition, 20/05/2025

Mots-clés :

Végétaux comestibles, végétaux potagers, composés inorganiques, composés organiques, préparation, digestion, extraction, méthodes analytiques, limites de quantification, contrôle qualité des résultats, incertitudes, comparaisons inter-laboratoires, laboratoires, lavage, épluchage.

RÉSUMÉ

Les risques sanitaires pour l'être humain associés à la consommation de plantes potagères auto-produites et de plantes sauvages (cueillette) sont couramment évalués dans le contexte des sites et sols pollués (SSP), notamment dans le cadre de l'interprétation de l'état des milieux, des études de zone, de situations post-accidentelles et également dans le cadre de la surveillance des milieux environnementaux autour des installations classées pour la protection de l'environnement.

Contrairement aux matrices sols, eau, air et gaz de sol pour lesquelles des travaux d'harmonisation ont été menés ces dernières années, notamment pour fixer les limites de quantification à atteindre et proposer des méthodes de prétraitement et d'analyse, aucune harmonisation n'a été réalisée pour la matrice végétale. De plus, il n'existe pas de norme de prétraitement ni d'analyses pour cette matrice végétale.

Dans le cadre de ses missions d'appui aux pouvoirs publics, l'Ineris pilote depuis 2019 le groupe de travail national Végétaux dont les objectifs sont de :

- ▶ mieux intégrer les contraintes analytiques pour harmoniser les pratiques de prélèvement sur le territoire national, en vue d'améliorer la qualité des diagnostics et des données d'entrée des études d'évaluation des risques sanitaires, en assurant une reproductibilité/traçabilité quel que soit le préleveur ou le laboratoire ;
- ▶ identifier et harmoniser les pratiques de lavage des végétaux et les modes de préparation pertinents dans le cadre du diagnostic et de l'évaluation des risques sanitaires ;
- ▶ harmoniser les pratiques en matière de traitement des échantillons (digestion des composés inorganiques et extraction de composés organiques) et de méthodes d'analyses ;
- ▶ proposer des limites de quantification pour les composés organiques et inorganiques.

L'enquête réalisée par l'Ineris en 2019 auprès des laboratoires membres du GT a mis en évidence pour l'analyse des végétaux, le recours à des méthodes internes basées sur des normes existantes mais associées à d'autres matrices (sols, déchets, boues, eaux...).

Le guide concerne les fruits et légumes cultivés ou à l'état sauvage et porte sur les composés chimiques analysés dans les prestations de service des sites et sols pollués (métaux, hydrocarbures aromatiques polycycliques, hydrocarbures totaux, dioxines/furanes, polychlorobiphényles, substances per- et polyfluoroalkylées...). Les pesticides sont exclus, leur analyse étant largement normalisée.

Le guide propose un formulaire de consignes de préparation à transmettre au laboratoire d'analyses, précisant les préparations à effectuer sur les fruits et légumes, celles-ci ayant fait l'objet d'une harmonisation et d'une codification. Les protocoles de lavage et d'épluchage sont également détaillés et codifiés.

En se basant sur le retour de l'enquête et sur les normes existantes, des méthodes sont proposées pour la digestion des composés inorganiques, l'extraction des composés organiques et leur analyse. En priorité, ce sont les méthodes associées aux normes pour les denrées alimentaires qui sont proposées quand elles existent, puis le choix des autres normes est réalisé en fonction des caractéristiques des méthodes. Les méthodes recommandées tiennent compte des évolutions des techniques analytiques.

Des limites de quantification pour la matrice végétale sont également proposées dans ce guide, en cohérence avec les travaux menés pour les matrices sol, eau, air et gaz de sol, dans le cadre des investigations déroulées en contexte Sites et Sols Pollués.

La première édition du guide datant de 2022, la présente actualisation de 2025 tient compte des contraintes analytiques, des avancées technologiques en matière d'analyses et de l'évolution de la réglementation.

ABSTRACT

The human health risk related to self-produced and wild edible fruits and vegetables consumption is commonly assessed in the contaminated soils context particularly for the environmental state interpretation, "global area" studies, post-accident situations and also for sites monitoring around industrial sites classified for environmental protection.

For the soil, water, air and soil-gaz matrices, the harmonization of the pre-treatment and analyses methods, and of the quantification limits were recently performed. In contrast for the fruits and vegetables, there is no harmonization at the French national scale. Moreover, there are no standardized methods for the pre-treatment nor for edible vegetables analyses.

As support to the Ministry in charge with Environment, since 2019, Ineris has led the national working group "GT végétaux" whose objectives are to:

- ▶ better integrate the analytical constraints to harmonize the sampling practice to improve the quality of diagnostic and of input data for the assessment human health studies and to ensure the sampling reproducibility and traceability;
- ▶ identify and harmonize the washing practices and the preparation of the edible vegetables before the analyses;
- ▶ harmonize the pre-treatment steps (digestion of metals and metalloids and extraction for organic compounds);
- ▶ propose quantification limits for the inorganic and organic compounds.

The survey performed by Ineris in 2019 based on private and public laboratories responses highlighted the wide use of internal methods based on the standardized methods for other matrices as soil, waste and sludge.

In summer 2022, a first guideline was provided. The guide concerns self-produced and wild fruits and vegetables. It considers the chemical compounds analyzed traditionally for the contaminated soil expertise (metals, polycyclic aromatic hydrocarbons, total hydrocarbons, dioxins/furans, polychlorinated biphenyls, etc.). Pesticides are not in scope of this guide because their analysis technic was largely and previously standardized.

The guide proposes a preparation instructions form filled on field and destined to the analytical laboratory in order to specify the preparation methods to be applied to fruits and vegetables as well as the washing and peeling protocols before analyses.

Based on the survey results and the current existing standards, harmonized methods are proposed for: metals and metalloids digestion/organic compounds extraction/inorganic and organic analysis. The standards selection has first been based on the foodstuff methods then extended to methods linked to others solid matrices more or less closed to foodstuffs.

Limits of quantification (LOQ) are also proposed in this guide consistent with previous harmonization works done on other matrices (soil, water, air) for contaminated soil expertise.

This guide has been updated in 2025 to take into account technical limits, analytical progress and European thresholds since its first publication in 2022.

GLOSSAIRE

Abréviation acronyme	Définition
Ademe	Agence de l'Environnement et de la Maîtrise de l'énergie
Anses	Agence nationale de Sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'Environnement et du Travail
BRGM	Bureau de Recherches géologiques et minières
BTEX	Benzène, toluène, éthylbenzène, xylènes
CG-FID	Chromatographie gazeuse/détection par ionisation de flamme
CG-HRMS	Chromatographie gazeuse/spectrométrie de masse haute résolution
CG-SM/SM	Chromatographie gazeuse couplée à la spectrométrie de masse tandem
CL-SM/SM	Chromatographie liquide couplée à la spectrométrie de masse en tandem
COFRAC	Comité français d'accréditation
DGAL	Direction générale de l'Alimentation
DGCCRF	Direction générale de la Concurrence, de la Consommation et de la Répression des fraudes
EFSA	Autorité européenne de Sécurité des aliments (European food safety authority)
EPTIS	European proficiency testing information system
FID	Détecteur à ionisation de flamme
GIP	Groupement d'intérêt public
HAP	Hydrocarbure aromatique polycyclique
HBCD	Hexabromocyclododécane
HCT	Hydrocarbures totaux
HPLC	Chromatographie liquide haute performance
ICP-AES	Spectrométrie d'émission atomique avec plasma à couplage inductif
ICP-MS	Spectrométrie de masse à plasma induit par haute fréquence
ICP-OES	Spectrométrie d'émission optique avec plasma à couplage inductif
IEM	Interprétation de l'état des milieux
Ineris	Institut national de l'Environnement industriel et des Risques
LAB GTA	Laboratoire guide technique d'accréditation

Abréviation acronyme	Définition
LD/LQ	Limite de détection/limite de quantification
LMR	Limite maximale applicable aux résidus
MF/MS	Matière fraîche/matière sèche
MTE(S)/ DGPR	Ministère de la Transition écologique, Aménagements du territoire, Transports, Ville et Logement/direction générale de la Prévention des risques
OMS	Organisation mondiale de la Santé
PBB	Polybromobiphényles
PBDE	Polybromodiphényléthers
PCB	Polychlorobiphényles
PCB-DL	Polychlorobiphényles dioxin-like
PCB-NDL	Polychlorobiphényles non dioxin-like
PCDD/F	Polychlorodibenzo-para-dioxines/furanes
PFAS	Substances per- et polyfluoroalkylées
SEC	Chromatographie d'exclusion stérique (Size exclusion chromatography)
SPE	Extraction en phase solide (Solid phase extraction)
SSP	Sites et sols pollués
TEQ	Quantité équivalente toxique (Toxic equivalent)

1 CONTEXTE ET OBJECTIFS DU GROUPE DE TRAVAIL



Sur le marché européen, l'encadrement de la caractérisation de la matrice végétale par des textes normatifs et réglementaires concerne peu de composés et ne s'applique qu'au domaine agro-alimentaire qui représente, en France, une grande majorité des analyses réalisées sur les végétaux.

Les analyses réalisées dans un contexte environnemental en lien avec la recherche d'un potentiel impact de sources de pollution sur la matrice végétale représentent un volume moindre. Les contextes d'études sont variés et portent principalement sur des études de type Interprétation de l'État des Milieux (IEM) et dans une moindre mesure sur des surveillances autour d'installations classées pour la protection de l'environnement (ICPE) en fonctionnement nominal mais également en contexte post-accidentel ou post-minier.

Il en résulte une hétérogénéité des pratiques des laboratoires pour le prétraitement et l'analyse des composés inorganiques et organiques dans cette matrice pour les polluants non réglementés. En vue de pallier cette hétérogénéité, la seconde édition du guide propose un encadrement à la caractérisation de la matrice végétale et notamment la préparation et l'analyse chimique des végétaux destinés à

l'alimentation humaine dans le cadre des sites et sols pollués (SSP).

Dans ce contexte spécifique, la caractérisation de la matrice végétale est mise en œuvre lors de diagnostics (prestation globale DIAG¹ de la norme NF X31-620²) et dans le cadre de l'interprétation de l'état des milieux (prestation globale IEM³ de la même norme). Plus précisément, les prélèvements de végétaux relèvent de la prestation élémentaire A250⁴. Cette caractérisation de la matrice végétale vise à :

- conclure si la qualité des végétaux et des sols investigués est potentiellement dégradée ;
- vérifier la compatibilité entre la qualité des végétaux, auto-produits ou cueillis, et leur consommation, et s'assurer que cette dernière n'est pas de nature à engendrer des risques sanitaires préoccupants.

Les concentrations en polluants chimiques sont en première approche comparées à celles obtenues en zones témoins et aux valeurs réglementaires existantes fixées pour les denrées alimentaires commercialisées sur le marché européen. Selon les principes fixés par la méthodologie nationale de gestion des sites et sols pollués, une évaluation quantitative des risques sanitaires peut être menée, sur la base d'un scénario d'exposition reposant sur la consommation de végétaux auto-produits. La préparation des végétaux constitue une étape primordiale tant les concentrations mesurées peuvent varier selon que les fruits et légumes ont fait l'objet ou non d'un lavage/épluchage.

Dans des contextes d'agriculture urbaine et de jardins partagés, pour des cas de contaminations modérées des sols, la mise en culture de végétaux potagers avec une surveillance rigoureuse de leur qualité vise à sécuriser la production alimentaire

¹ Prestation DIAG (diagnostic) : mise en œuvre d'un programme d'investigations et interprétation des résultats. Elle comporte en tant que de besoin les prestations de prélèvements, mesures, observations et/ou analyses des milieux jugés pertinents (A200 à A260) et l'interprétation des résultats des investigations (A270).

² Norme NF X31-620, qualité du sol – prestations de services relatives aux sites et sols pollués (décembre 2021).

³ Méthodologie nationale de gestion des sites et sols pollués, Ministère en charge de l'environnement – textes de gestion en vigueur, <http://ssp-infoterre.brgm.fr/methodologie-nationale-gestion-sites-sols-pollues>

⁴ Prestation A250 : prélèvements, mesures, observations et/ou analyses sur les denrées alimentaires.

dont les risques modérés auront été évalués par une approche calculatoire ou par des essais de biodisponibilité. Chaque approche, qu'elle soit calculatoire ou expérimentale, présente des avantages et des limites quant aux concentrations modélisées ou analysées dans les organes consommés.

Enfin, dans les situations post-accidentelles liées à un accident technologique (incendie, déversement, dysfonctionnement grave), le prélèvement et la caractérisation chimique des végétaux peuvent servir à identifier un éventuel marquage environnemental et/ou à évaluer l'exposition des usagers (jardins privés, jardins familiaux, maraîchage...). Il en est de même pour les études IEM à l'échelle d'un territoire (les études de zone) et pour les plans de surveillance réglementaires mis en œuvre autour des installations classées pour la protection de l'environnement.

Contrairement aux matrices telles que l'eau, le sol et les gaz de sol qui disposent de normes pour le pré-traitement et l'analyse des échantillons, il n'existe pas pour les fruits et légumes de normes relatives à la préparation et aux analyses chimiques (excepté pour l'analyse des pesticides). Ainsi plusieurs normes développées pour les matrices solides comme les produits alimentaires, le sol ou les boues ont été adaptées pour la matrice végétale par les laboratoires d'analyses, proposant ainsi des méthodes internes tant pour la préparation que pour l'analyse chimique. Pour harmoniser à l'échelle nationale les pratiques de préparation et d'analyse des fruits et légumes prélevés dans le contexte de sites et sols pollués et en situation post-accidentelle, un groupe de travail, appelé GT dans ce guide et piloté par l'Ineris s'est réuni sur la période 2018-2021 (phase I) puis 2022-2025 (phase II). Ses objectifs sont de :

- ▶ collecter au moyen d'une enquête nationale les pratiques de préparation des végétaux (lavage, broyage, échantillonnage) auprès des laboratoires sollicités dans le domaine des sites et sols pollués, mais aussi auprès des laboratoires départementaux relevant du ministère de l'Agriculture ;

- ▶ mieux intégrer les contraintes analytiques pour harmoniser les pratiques de prélèvement sur le territoire national, en vue d'améliorer la qualité des diagnostics et des données d'entrée des études d'évaluation des risques sanitaires, en assurant une reproductibilité/traçabilité quel que soit le préleveur ou le laboratoire ;
- ▶ identifier et harmoniser les pratiques de lavage des végétaux et les modes de préparation pertinents dans le cadre du diagnostic et de l'évaluation des risques sanitaires tels que l'épluchage, le retrait des trognons, des feuilles extérieures ou des extrémités ;
- ▶ harmoniser les méthodes de prétraitement et d'extraction de la matrice végétale et en l'absence de méthodes d'analyse pour les végétaux, encadrer les méthodes utilisées pour l'analyse des composés inorganiques et organiques ;
- ▶ proposer des limites de quantification homogènes entre les laboratoires SSP en lien avec les valeurs réglementaires ou des calculs de risque sanitaire, pour les substances rencontrées en contextes sites et sols pollués.

Ces travaux s'inscrivent dans la continuité de ceux menés, pour le compte du Bureau Sol et Sous-Sol, au sein de la DGPR⁵ du ministère en charge de l'environnement, par le GT Laboratoire piloté par le BRGM et portant sur les trois matrices : « sol⁶ », « gaz du sol⁷ » et « eau⁸ ».

La seconde édition du guide permet notamment d'actualiser les références techniques et réglementaires ainsi que de traiter la famille des PFAS.

Elle vient compléter le guide existant Ademe-Ineris de 2014 (actualisation prochaine), relatif à l'échantillonnage des plantes potagères dans le cadre des diagnostics environnementaux. Il aborde plus spécifiquement les consignes en aval des prélèvements jusqu'au volet analytique inclus, en renforçant les liens entre le commanditaire et le laboratoire chargé des analyses (au travers du formulaire de consignes de préparation).

⁵ DGPR : Direction générale de la Prévention des risques.

⁶ Analyse des sols dans le domaine des sites et sols pollués – synthèse des réunions du groupe de travail sur les Laboratoires, BRGM/RP-64749-FR, mai 2015.

⁷ Analyse des gaz du sol, de l'air intérieur et extérieur en contexte sites et sols pollués – synthèse des réunions du groupe de travail des Laboratoires, BRGM/RP-65745-FR, mars 2016.

⁸ Analyse des eaux en contexte sites et sols pollués – synthèse des réunions du groupe de travail des Laboratoires, BRGM/RP-68202-FR, septembre 2018.

Ces travaux viennent également préciser les éléments généraux décrits dans la méthodologie nationale de gestion des sites et sols pollués en vigueur, en termes de préparation et d'analyse des végétaux.

Le présent guide se décompose en plusieurs chapitres comprenant principalement des étapes :

- ▶ du prélèvement sur le terrain à la préparation des végétaux par le laboratoire ;
- ▶ des prétraitements aux analyses chimiques au laboratoire ;
- ▶ de la détermination des limites de quantification aux résultats d'analyses.



Le guide s'adresse :

- ▶ d'une part, aux laboratoires d'analyse chargés d'analyser les végétaux destinés à la consommation humaine en contexte SSP, en vue d'appliquer les méthodes de préparation, de pré-traitement et d'analyses des échantillons proposées dans le présent guide ;
- ▶ d'autre part, aux préleveurs chargés de collecter sur le terrain des végétaux et aux organismes en charge d'interpréter les résultats d'analyse de végétaux dans le cadre des prestations SSP ;
- ▶ et enfin, aux donneurs d'ordre qui commandent des investigations environnementales et sont chargés de la mise en œuvre des mesures de gestion le cas échéant.

2 CONSTITUTION DU GROUPE DE TRAVAIL

2.1 Composition du groupe de travail

Le groupe de travail a démarré au deuxième semestre 2018, dans un premier temps en Comité restreint, constitué par des représentants du ministère en charge de l'environnement, de l'Ademe, du BRGM, du laboratoire LABERCA/ONIRIS et de l'Ineris. Deux réunions ont permis de consolider les constats et les lacunes, de définir le périmètre et les objectifs du groupe de travail.

Dans un second temps, les représentants des laboratoires d'analyses ayant accepté de participer à ces réflexions, ont été intégrés au groupe de travail en avril 2019, constituant ainsi le comité élargi⁹.

Laboratoires d'analyses SSP	Laboratoires départementaux ou institutionnels
AGROLAB (21)	Ineris (60)
CARSO (69)	INOVALYS (44)
EUROFINS* (67)	LABOCEA (29)
PHYTOCONTROL (94)	TERANA** (26)
MICROPOLLUANTS TECHNOLOGIE (57)	LABO VENDEE (85)
WESSLING PART OF ALS (38)	USRAVE-INRA (33)

* : intégration fin 2020.

** : TERANA anciennement laboratoire départemental DRÔME.

2.2 Périmètre des travaux

Le périmètre des travaux porte sur les **végétaux destinés directement à la consommation humaine**, à savoir ceux auto-produits et ceux issus de la cueillette : fruits et légumes, plantes aromatiques. Le périmètre s'étend aux productions maraîchères. Les champignons sont inclus dans le périmètre.



Sont ainsi exclus du périmètre du GT :

- ▶ les herbes de pâture, les céréales, les denrées destinées à l'alimentation animale ;
- ▶ les mousses terrestres.

Le périmètre porte sur les analyses chimiques de composés organiques et inorganiques, rencontrés en contextes sites et sols pollués et post-accidentels, en lien avec leur présence avérée ou suspectée dans les sols ou les retombées atmosphériques. Sont exclus du périmètre du GT : les analyses microbiologiques et radiologiques, les analyses relatives à la bioaccessibilité des composés chimiques dans la matrice végétale, ainsi que l'analyse des pesticides. Toutefois les recommandations existantes appliquées pour la préparation et l'analyse des pesticides dans les matrices végétales pourront être transposées au contexte SSP.

Les responsabilités du préleveur et du commanditaire des analyses, abordées dans le présent guide, ne sont pas exhaustives et portent en particulier sur la collecte et la commande des analyses chimiques des végétaux (voir chapitre 4).

2.3 Méthodologie

La méthodologie employée a consisté à recenser les pratiques des laboratoires d'analyses impliqués dans le domaine des SSP et des laboratoires départementaux, au moyen d'une enquête initiale transmise à un panel élargi de laboratoires. Les questions portaient sur :

- ▶ la préparation des végétaux avant leur analyse : protocole de lavage/épluchage, type d'homogénéisation ;
- ▶ le pré-traitement, l'analyse et les limites de quantification utilisées.

À l'issue de la diffusion de la première édition du guide à l'été 2022, un second questionnaire a été soumis fin 2023 aux laboratoires ainsi qu'aux adhérents des regroupements professionnels UPDS et UCIE. Au total, 16 réponses ont été traitées

⁹ Les comptes-rendus de réunion sont en parallèle transmis à titre d'information à l'ARS IDF (Agence régionale de Santé, Île-de-France) et à la DGS/EA/EA3 (Direction générale de la Santé, bureau de l'Alimentation et de la Nutrition).

(8 retours pour les laboratoires et 8 retours pour les bureaux d'études). L'objectif était d'identifier les avancées et les contraintes des parties prenantes. Elles ont été intégrées à la présente édition.

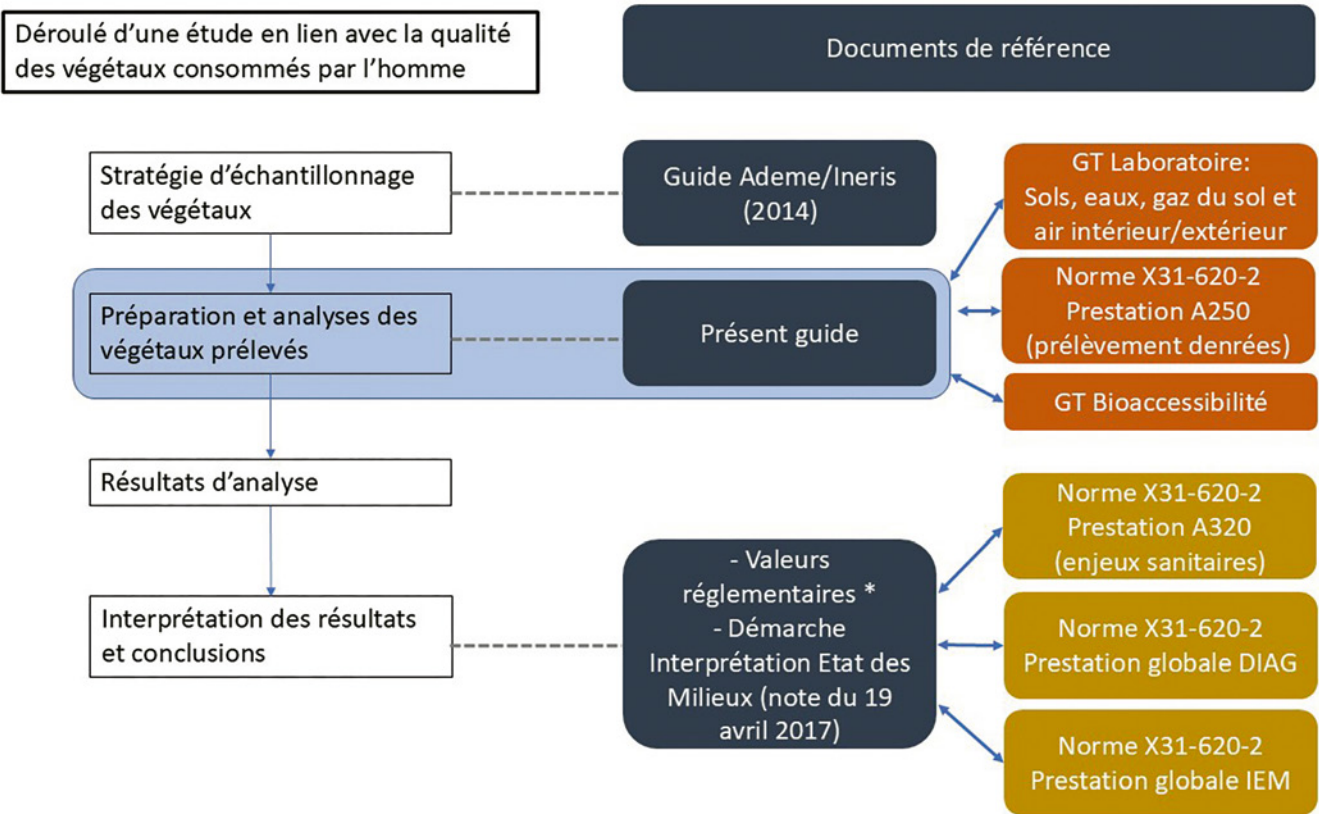
Les réponses traitées par l'Ineris ont été à chaque fois présentées au groupe de travail en comité élargi. De plus, un travail de recensement et analyse des normes existantes par rapport à la thématique a été mené afin de proposer des protocoles de préparation et des normes de pré-traitement et d'analyse de la matrice végétale. Des limites de quantification ont été également discutées en se basant d'une part

sur le retour des différents laboratoires, membres du GT et d'autre part sur le calcul de risque réalisé par l'Ineris. Le contenu du présent guide dont la rédaction a été réalisée par l'Ineris, a fait l'objet d'une validation collective et consensuelle par les membres du GT.

2.4 Articulation du guide avec les autres documents

Le logigramme suivant précise l'articulation du présent guide avec les autres documents existants (Figure 1).

Figure 1 : articulation du présent guide avec les autres documents de référence.



*Synthèse des valeurs réglementaires pour les substances chimiques en vigueur dans l'eau, les denrées alimentaires et dans l'air en France (Ineris-230482-2190502-v4, juin 2025). Le GT Bioaccessibilité porte uniquement sur la matrice sol.

3 DOCUMENTS DE RÉFÉRENCE

Le présent chapitre rappelle les documents de référence existants tels que les guides techniques (échantillonnage, accréditation), les bases de données et les règlements européens fixant les teneurs maximales à ne pas dépasser pour les denrées alimentaires commercialisées sur le marché européen.

3.1 Guide technique d'échantillonnage

- **Guide Ademe-Ineris** (2014, actualisation prochaine) d'échantillonnage des plantes potagères dans le cadre des diagnostics environnementaux. Cité dans la méthodologie nationale de gestion des sites et sols pollués de 2017 au chapitre 2.4.6¹⁰, ce guide porte sur l'élaboration et la mise en œuvre de la stratégie d'échantillonnage et aborde succinctement les interactions entre préleveurs et laboratoires d'analyse. Il propose une méthode d'échantillonnage des végétaux potagers, pour les **études en lien avec l'évaluation de la qualité sanitaire de productions potagères**, destinées à la consommation humaine et cultivées dans un environnement potentiellement pollué par une actuelle ou ancienne installation industrielle, en situation de pollution chronique ou accidentelle.

3.2 Guides techniques d'accréditation

Deux guides techniques s'appliquent aux laboratoires accrédités ou candidats à l'accréditation pour l'analyse des composés inorganiques (LAB GTA 45) et organiques (LAB GTA 26) dans les denrées alimentaires destinées à la consommation humaine :

- Guide technique d'accréditation - **LAB GTA 45** – « *Analyses d'éléments traces métalliques et minéraux et leurs espèces chimiques dans les denrées alimentaires destinées à l'homme ou aux animaux* ». Ce document concerne les éléments traces métalliques tels que l'arsenic, le plomb, le cadmium, le mercure... et les végétaux tels que les fruits et légumes.

- Guide technique d'accréditation - **LAB GTA 26** – « *Analyses de résidus de pesticides et de contaminants organiques dans les denrées alimentaires destinées à l'homme ou aux animaux et les matrices biologiques d'origine animale* ». Ce document concerne l'analyse des résidus de pesticides et de contaminants néoformés et/ou organiques tels que les dioxines/furanes, les PCB, les PBDE, les HAP et les phtalates. Il s'applique aux végétaux tels que les fruits et légumes.

3.3 Bases de données

Deux bases de données gérées par l'Ademe recueillent, sous format Excel depuis l'actualisation de 2024, les concentrations des composés inorganiques et organiques dans les végétaux potagers et dans les milieux de culture (généralement les sols cultivés), en renseignant les paramètres intervenant dans le transfert sol-plante des composés (pH, taux de matière organique...) et en précisant les sources de pollution (sol, air...) :

- **BAPPET (2024, version 3)** : base de données sur les teneurs en éléments traces métalliques de plantes potagères (Ademe, Ineris - [BAPPET : Base de données des teneurs en éléments traces métalliques de plantes potagères - La librairie ADEME](#)) ;
- **BAPPOP (2024, version 2)** : base de données sur la contamination des plantes potagères par les molécules organiques polluantes (Ademe, Ineris - [BAPPOP : Base de données sur la contamination des Plantes Potagères par les molécules Organiques Polluantes - La librairie ADEME](#)).

Les deux bases de données permettent notamment de disposer d'articles scientifiques décrivant les méthodes d'analyses, les résultats des expérimentations en lien avec les transferts sols-végétaux potagers et des facteurs de bioconcentration. Ces derniers sont utilisés et intégrés dans les modélisations de transfert sol-plante en vue d'évaluer au droit de futurs projets les risques sanitaires associés à la consommation de végétaux potagers (voie d'exposition de type ingestion). Il convient d'employer

¹⁰ Les denrées alimentaires destinées à la consommation humaine.

les facteurs de concentration dans des contextes similaires à ceux des expérimentations.

L'EFSA, autorité européenne de sécurité des aliments, compile l'ensemble des résultats d'analyses des denrées d'origine végétale, provenant de la surveillance des denrées alimentaires par les pays membres¹¹. En France, les denrées destinées à l'alimentation humaine sont surveillées par la DGAL et la DGCCRF, et sont centralisées annuellement par l'ANSES. La consultation des données est accessible sur le site de l'EFSA et se limite à quelques composés à ce jour.

3.4 Réglementation relative aux teneurs maximales

Dans le cadre de la commercialisation sur le marché européen des denrées alimentaires destinées à la consommation humaine, des teneurs maximales ont été fixées dans les fruits et légumes pour certains composés, ainsi que des niveaux d'intervention pour les dioxines/furanes chlorés (PCDD/F) et les polychlorobiphényles (PCB) et des valeurs indicatives (PFAS). Les textes réglementaires en vigueur sont listés ci-après, il appartient à l'utilisateur de s'assurer de leur actualisation et de leur validité au moment de leur citation (date de vérification : novembre 2024). Les précisions relevées ici sont susceptibles d'évoluer :

- **Règlement européen (CE) n°915/2023** du 25 avril 2023 concernant les teneurs maximales pour certains contaminants dans les denrées alimentaires et abrogeant le **règlement européen (CE) n°1881/2006** de la Commission du 19 décembre 2006. Il précise les teneurs maximales à ne pas dépasser notamment pour les polluants suivants : **HAP, plomb, arsenic inorganique, cadmium, perchlorate, PCDD/F et PCB-DL, PCB-NDL, PFAS**, auquel s'ajoute le règlement portant sur le **nickel**¹². Des valeurs spécifiques aux végétaux destinés à la consommation humaine sont disponibles pour le perchlorate et les seuls métaux (plomb, cadmium et nickel). Les teneurs maximales en HAP ne portent pas sur les fruits et légumes proprement dits mais sur les préparations destinées aux nourrissons. De même pour la teneur maximale en As, celle-ci porte uniquement sur le riz et

produits dérivés. D'autres contaminants sont réglementés dans certains aliments sans couvrir les fruits et légumes. C'est le cas du mercure réglementé dans les produits de la pêche, les compléments alimentaires et le sel. Pour le plomb, le cadmium, le nickel et le perchlorate, les teneurs maximales sont variables selon la typologie des fruits et légumes et exprimées en mg/kg de poids frais. Pour les PCDD/F, PCB-DL et PCB-NDL, les teneurs maximales concernent les produits carnés, les produits de la pêche, les graisses animales, les huiles et graisses végétales, les produits laitiers, les œufs ainsi que les préparations destinées aux nourrissons et aux enfants. Pour les PFAS, les teneurs maximales concernent uniquement la viande, les produits de la mer et les œufs.

- **Règlement européen (UE) n°2018/73** du 16 janvier 2018 modifiant les annexes II et III du règlement (CE) n° 396/2005 du Parlement européen et du Conseil en ce qui concerne les limites maximales applicables aux résidus (LMR) des composés du **mercure** présents dans ou sur certains produits. Les données de surveillance à l'échelle européenne révèlent la présence de résidus imputables à la contamination de l'environnement, du fait de l'abandon depuis plus de 30 ans dans l'Union de l'utilisation de pesticides contenant du mercure. Les produits concernés et cités sont les fines herbes, les fruits à coque, les champignons de couche et les champignons sauvages. Le recours aux **LMR**, visant à protéger la population générale, est possible dès lors qu'il est mentionné dans la méthodologie nationale de gestion des sites et sols pollués. Cela concerne les contaminations environnementales (comme celle du mercure précitée) mais également les autres contaminations issues d'applications volontaires ou non de substances chimiques, en lien avec des contextes agricoles ou non (cuivre, chlorate).
- **Recommandation de la commission du 24 août 2022 (2022/1431)** relative à la surveillance des substances perfluoroalkylées (PFAS) dans les denrées alimentaires telles que PFOS, PFOA, PFNA, PFHxS, précisant à la fois les limites de quantification à atteindre dans des fruits et légumes et des valeurs indicatives conduisant à une recherche des causes de la contamination en cas de dépassement.

¹¹ <https://www.efsa.europa.eu/en/data-report/chemical-contaminant-and-additives-occurrence-2011-2015>.

¹² Règlement 915/2023 modifié par le règlement 2024/1987 en ce qui concerne les teneurs maximales en nickel.

► **Recommandation de la commission du 3 décembre 2013** sur la réduction de la présence de dioxines/furanes et de PCB dans les aliments pour animaux et les denrées alimentaires. Pour les dioxines/furanes chlorés et les PCB-DL, des niveaux d'intervention ont été définis respectivement à 0,3 et à 0,1 pg/g TEQ-OMS₂₀₀₅ de poids frais pour les fruits et légumes. En cas de dépassement de ces niveaux d'intervention, les États membres en coopération avec les exploitants :

- entreprennent des enquêtes pour localiser la source de contamination ;
- prennent des mesures pour réduire ou éliminer la source de contamination.

Les contextes de recours à ces valeurs pour les végétaux auto-produits sont ceux décrits dans la méthodologie nationale de gestion des sites et sols pollués en vigueur. Ces valeurs fixées en premier lieu pour les denrées alimentaires commercialisées sont classiquement retenues en première approche dans les études environnementales et sanitaires.

4 RÔLES ET RESPONSABILITÉS DU COMMANDITAIRE DES ANALYSES ET DU LABORATOIRE D'ANALYSES

Les rôles et responsabilités des intervenants précisés dans le guide de l'Ademe-Ineris de 2014 et dans le référentiel du Cofrac GTA LAB 26 sont rappelés ici et complétés à la lumière de la norme NF X31-620¹³ et du retour d'expérience.

Les échanges entre les différents intervenants (préleveur, commanditaire des analyses et laboratoire d'analyse) sont garants du bon déroulé de l'étude et sont à initier au plus tôt, en amont de la campagne d'échantillonnage.

Un dialogue préalable permet notamment d'échanger sur la finalité de l'étude (valeurs réglementaires, limites de quantification, méthodes analytiques, incertitudes), de définir les quantités de végétaux nécessaires, le flaconnage approprié et les modalités d'envoi/réception des échantillons.

4.1 Rôle et responsabilités techniques du préleveur et du commanditaire des analyses

Dans le présent guide, il a été fait le choix de distinguer le préleveur du commanditaire des analyses :

- ▶ le préleveur en tant qu'opérateur de terrain, chargé de collecter les végétaux dans les jardins potagers, les vergers ou les zones accessibles au public pour la cueillette, en particulier, puis de les envoyer au laboratoire ;
- ▶ le commanditaire des analyses peut être le responsable d'un site industriel ou d'une collectivité. Il est chargé de commander les analyses chimiques à réaliser sur les échantillons de végétaux envoyés au laboratoire et d'interpréter les résultats analytiques dans le cadre d'une étude environnementale et sanitaire. Le commanditaire peut être également le préleveur dans certaines structures.

Le préleveur assure le **prélèvement** conformément à la prestation A250 définie dans la norme NF X31-620-2 « *prélèvements, mesures, observations et/ou analyses sur les denrées alimentaires y compris l'eau du robinet* ».

La **stratégie** d'échantillonnage, le **prélèvement** sur le terrain et le **conditionnement** des végétaux relèvent de la responsabilité du préleveur (quelles que soient les structures concernées : collectivités, bureaux d'études). Ainsi le préleveur est responsable de la **quantité de biomasse** végétale envoyée au laboratoire pour analyse, de l'état des végétaux récoltés. Il est rappelé qu'une quantité minimale de biomasse est à respecter en vue d'atteindre les limites de quantification proposées par le laboratoire (voir chapitre 5.1). Il s'assure lors du transport que les végétaux soient séparés en utilisant un conditionnement approprié. Il s'assure également de leur intégrité en réduisant le délai entre la collecte et la réception des végétaux et en contrôlant les conditions de transport afin d'éviter toute dégradation des végétaux.

Les **limites de quantification** proposées par le laboratoire sont vérifiées à réception du devis d'analyse et leurs valeurs doivent être inférieures ou égales à celles recommandées dans le présent guide, ainsi qu'aux teneurs maximales pour les composés réglementés. Des consignes claires sont à fournir au laboratoire quant aux éventuelles préparations à effectuer sur les végétaux (lavage/épluchage). Pour cela, le **formulaire actualisé relatif aux consignes de préparation** (annexe 1) est rempli et transmis. Il est rappelé que la transmission du formulaire au laboratoire est capitale pour garantir une préparation des végétaux répondant aux objectifs de l'étude. Ce document assure également en retour la traçabilité des préparations réalisées par le laboratoire.

Le commanditaire des analyses informe le laboratoire d'analyse, via le formulaire de consignes de préparation, du contexte de sa demande d'analyse (contexte SSP/ICPE (surveillance), contexte post-accidentel, contexte agro-alimentaire), de la gamme de concentrations attendue, dans la mesure du possible, notamment lorsque de fortes valeurs sont

pressenties, afin de ne pas contaminer les chaînes analytiques du laboratoire et d'adapter les prises d'essai (anticipation des dilutions). Pour la sélection du laboratoire, les éléments à considérer sont listés en annexe 9 du guide Ademe-Ineris de 2014.

4.2 Rôle et responsabilités techniques du laboratoire d'analyse

Le laboratoire d'analyse réceptionne les échantillons et réalise les analyses conformément aux instructions du demandeur en ce qui concerne les consignes de préparation (lavage, épluchage...). La prise en charge et l'analyse sont réalisées dans les 24h après réception. Dans le cas contraire, la conservation des échantillons devra être assurée selon les préconisations des normes utilisées pour réaliser l'analyse ultérieurement.

Le laboratoire est responsable :

- ▶ des modalités de **conservation** des échantillons dès réception au laboratoire s'ils ne peuvent être analysés rapidement ;
- ▶ des techniques, méthodes et outils utilisés pour préparer, **traiter et analyser** les échantillons, en évitant toute perte de composés (par volatilisation, adsorption sur les parois des contenants) et toute contamination croisée ;
- ▶ de la traçabilité des échantillons dès leur réception et s'appuie sur le formulaire de consignes de préparation (ou tout autre format équivalent) pour informer le commanditaire des préparations effectuées ;
- ▶ du sous-échantillonnage, le cas échéant ;
- ▶ du **contenu du rapport d'analyses** (anomalies, résultats, méthodes employées, incertitudes, dates de réception, de traitement et d'analyses...).

5 DU PRÉLÈVEMENT SUR LE TERRAIN À LA PRÉPARATION DES VÉGÉTAUX PAR LE LABORATOIRE

Les étapes du prélèvement sur le terrain jusqu'à la préparation des végétaux par le laboratoire sont détaillées dans les paragraphes ci-après et précisent d'une part le rôle et responsabilité de chacun des acteurs (préleveur, commanditaire d'analyses, laboratoire), et d'autre part, les recommandations à suivre.

À noter que la stratégie d'échantillonnage et de prélèvement n'est pas développée dans le présent guide, il convient de se reporter au guide Ademe-Ineris (2014, actualisation à venir).

5.1 Quantité de végétaux à prélever sur le terrain

Le prélèvement, défini en fonction de la stratégie d'échantillonnage retenue, est de la responsabilité du préleveur. Il est souvent constaté par les laboratoires que les quantités qui leur sont envoyées, sont insuffisantes, avec des répercussions sur les limites de quantification revues de ce fait à la hausse ou une priorisation des familles chimiques à analyser.

C'est pourquoi, il est vivement recommandé au préleveur et au commanditaire des analyses de contacter préalablement le laboratoire d'analyse et d'échanger pour valider la quantité à envoyer, au regard du contexte, des objectifs de l'étude, des limites de quantification à atteindre, du programme analytique visé, de la nature des végétaux collectés et des pratiques internes du laboratoire (sous-traitance, échantillon de réserve...). En effet, le laboratoire peut vouloir disposer davantage de matière en cas de difficultés techniques, dans le cadre de dossiers à forts enjeux sanitaires, de demandes d'analyses ultérieures complémentaires ou de contre-analyses. Il est de la responsabilité du laboratoire de conserver les échantillons dans les conditions adaptées permettant des analyses différées, dès lors que la demande a été anticipée par le commanditaire des analyses.

Les durées de conservation des échantillons frais sont précisées par le laboratoire.

La quantité minimale recommandée de végétaux à prélever et à envoyer au laboratoire est de l'ordre de 500 g MF (matière fraîche), telle que préconisée par la norme NF EN ISO 6498¹⁴ relative aux « *Aliments des animaux : lignes directrices pour la préparation des échantillons* ».

Par expérience, cette quantité pourra être abaissée à 200 g MF en cas d'analyses uniquement de métaux, sous réserve que cette quantité soit jugée représentative.

Quelle représentativité ?

Il est de la responsabilité du préleveur de collecter la quantité de matière fraîche demandée par le laboratoire d'analyse, et de s'assurer de la représentativité du prélèvement. Toutefois les contraintes peuvent être fortes sur le terrain : jardin potager de petite taille, production faible, disparité de maturité entre les végétaux, variétés multiples (avec collecte de variétés identiques de tomates ou mélange de variétés, selon l'objectif de l'étude par exemple). Cette quantité minimale de biomasse à envoyer permet également de tenir compte des caractéristiques des végétaux telles que les teneurs en eau, en lipides par exemple.

Que faire si la quantité de végétaux sur le terrain est insuffisante ?

Même si les quantités collectées sont insuffisantes, il convient de ne pas regrouper des catégories de végétaux différentes (légumes-feuilles, -fruits, -racines, -tiges) ni de mélanger des végétaux d'une même catégorie (pomme de terre et topinambour pour la catégorie tubercule ; ou salade et chou pour la catégorie légume-feuille). En effet, il est nécessaire de connaître les niveaux de concentration pour chaque espèce, ce qui permet ensuite

d'interpréter les résultats soit par comparaison à des valeurs réglementaires (notamment pour le plomb et le cadmium), à des valeurs bibliographiques, à des échantillons de fruits et légumes témoins, ou via un calcul de risque sanitaire tenant compte du bol alimentaire.

Dans le cadre d'une évaluation des risques sanitaires, il est possible de mélanger, par exemple des tomates de variétés différentes, tout en s'assurant de la représentativité du prélèvement.

Une quantité de végétaux insuffisante, si l'analyse est maintenue, conduira à une augmentation de la limite de quantification par rapport à celle qui aurait été obtenue avec la quantité adéquate et/ou nécessitera une priorisation de la part du commanditaire des analyses pour sélectionner les familles chimiques à analyser en priorité par le laboratoire. Dans le premier cas (maintien des analyses), une réserve sera émise par le laboratoire et mentionnée sur le bordereau d'analyses.

Préparation des végétaux prélevés avant envoi au laboratoire

Comme recommandé dans le guide Ademe-Ineris (2014), la préparation des végétaux sur le terrain est réduite autant que possible pour ne pas détériorer leur état. Le lavage à l'eau est proscrit. Il est recommandé au préleveur d'éliminer grossièrement les particules de terre adhérentes aux parties racinaires et d'enlever les parties abîmées ou souillées non appétentes pour le consommateur.

Pesée brute des échantillons sur le terrain

La pesée des échantillons sur le terrain avant envoi au laboratoire n'est pas une pratique systématique, comme proposé dans le guide Ademe-Ineris de 2014. Elle est pratiquée dans le cas où le commanditaire des analyses souhaite suivre l'évolution du poids et particulièrement la perte en eau des végétaux lors du transport vers le laboratoire. Dans ce cas, le commanditaire signale au laboratoire qu'une pesée des végétaux est attendue à réception au laboratoire (commande à réaliser auprès du laboratoire et à signaler dans le formulaire des consignes de préparation).

5.2 Commande des analyses chimiques et transmission des consignes de préparation au laboratoire

Le commanditaire des analyses transmet au laboratoire d'analyse deux documents : la commande analytique et le formulaire des consignes de préparation.

Le GT recommande l'utilisation du formulaire relatif aux consignes de préparation en vue de préciser au laboratoire d'analyse les protocoles de lavage/épluchage et les préparations codifiées souhaitées.

Le formulaire des consignes renseigné par le préleveur ou le commanditaire est transmis au laboratoire d'analyse, en même temps que la commande des analyses, à raison d'un formulaire par glacière, accompagné d'un envoi par messagerie électronique.

Les protocoles en matière de lavage et d'épluchage sont détaillés aux chapitres 5.7.1 et 5.7.2.

Selon la norme **NF EN 13804**¹⁵, les échantillons alimentaires sont traités de la même manière qu'avant leur consommation (lavés, pelés, retrait des parties non comestibles). Pour la préparation de la prise d'essai, il convient qu'une quantité suffisante et représentative (homogène) soit préparée à partir de la partie comestible de l'échantillon de laboratoire (chapitre 5.5).

La commande analytique précise la nature des échantillons et les substances à analyser ; elle est réalisée en ligne ou via l'envoi d'un bordereau de commande par voie électronique, dont une version papier est glissée dans la glacière d'envoi des végétaux.

En complément de la commande des analyses chimiques, le commanditaire ou préleveur s'il est différent du commanditaire doit transmettre au laboratoire les consignes de préparation des végétaux détaillée dans le formulaire de l'annexe 1 à savoir : lavage, épluchage, autre préparation telle que l'élimination des extrémités pour les courgettes, ou pour les haricots par exemple... et ceci, afin d'as-

¹⁵ Produits alimentaires - détermination des éléments et de leurs espèces chimiques - considérations générales et exigences spécifiques.

sur une homogénéisation de la préparation des végétaux auprès des laboratoires à l'échelle nationale et de respecter les prescriptions du règlement UE 2023/915 du 25 avril 2023 concernant les teneurs maximales pour certains contaminants dans les denrées alimentaires. Ce dernier spécifie que les teneurs maximales s'appliquent « *après lavage et séparation de la partie destinée à être consommée* ». Les éléments suivants sont précisés au niveau du formulaire relatif aux consignes de préparation :

- ▶ les **protocoles de lavage et d'épluchage codifiés** (voir chapitres 5.7.1 et 5.7.2) sont recommandés et à cocher sur le formulaire relatif aux consignes de préparation (annexe 1). En cas de modification souhaitée des protocoles, le préleveur doit le signifier en cochant « modification » dans l'intitulé et renseigner le protocole à appliquer ;
- ▶ **8 préparations standards « codifiées » P1 à P8** sont proposées au préleveur dans le formulaire détaillant les consignes de préparation (annexe 1). Y sont également précisées les préparations réalisées par le préleveur sur le terrain ainsi que les étapes de lavage/épluchage ;
- ▶ il appartient au préleveur de préciser si la totalité de l'échantillon envoyé est à préparer (pratique recommandée). Dans le cas contraire, le laboratoire procédant à une préparation partielle de l'échantillon après prélèvement ponctuel aléatoire, doit le préciser dans le bordereau d'analyse (voir paragraphe 5.5) ;
- ▶ il convient de préciser si le niveau de contamination attendue est faible ou élevé, et ce afin de ne pas contaminer les appareils analytiques.

Le commanditaire des analyses s'assure auprès du laboratoire au cours des premiers échanges, au moment de l'élaboration du devis par exemple, que les protocoles codifiés de lavage et d'épluchage du présent guide sont respectés et correspondent à ses besoins. Le laboratoire exige de la part du commanditaire les consignes de préparation sous le format proposé en annexe 1 ou tout autre format équivalent. La version V2 du formulaire introduit la traçabilité des consignes respectées par le laboratoire qui peut remplir la colonne dédiée aux

préparations réalisées au sein de sa structure ou employer un moyen équivalent.

5.3 Conditionnement des végétaux collectés sur le terrain

Cette étape relève de la responsabilité du préleveur. Elle peut cependant être partagée avec celle du laboratoire dès lors que ce dernier fournit les contenants pour le conditionnement et le transport.

Le choix des contenants dépend des familles chimiques à analyser, sa nature ne devant pas interférer avec les substances à analyser (phénomène d'adsorption, de relargage...). Pour l'analyse des composés organiques, il convient de choisir des barquettes en aluminium ou des bocaux en verre, pouvant être calcinés au préalable. Cependant, des contenants en plastique sont tolérés pour certains composés organiques, notamment pour l'analyse des PFAS (les contenants en plastique non fluorés de type HDPE¹⁶ ou PP sont préconisés dans le règlement UE 2022/1428¹⁷) ; excepté pour les PCB et les phtalates (barquette aluminium ou verre exclusivement). Les contenants en verre ne sont pas autorisés pour l'analyse des PFAS, comme rappelé dans le règlement précité. Ce dernier précise également les précautions à prendre par le préleveur pour réaliser les prélèvements.

Les contenants en aluminium sont à éviter dans le cadre d'analyses de composés inorganiques.

Les contenants, soit préconisés soit fournis par les laboratoires, sont listés dans le tableau 1, en distinguant ceux recommandés pour l'analyse des composés inorganiques ou des composés organiques. Le choix du contenant dépend des familles chimiques analysées mais aussi de la sensibilité à l'écrasement des végétaux. Les propriétés des contenants telles que la résistance à la calcination, l'adaptation à la taille de l'échantillon, l'encombrement et la transparence sont précisées dans le tableau 2.

¹⁶ HDPE : haute densité polyéthylène ; PP : polypropylène.

¹⁷ Règlement d'exécution (UE) 2022/1428 du 24/08/2022 portant fixation des méthodes de prélèvement et d'analyse d'échantillons à utiliser pour le contrôle des teneurs en substances perfluoroalkylées dans certaines denrées alimentaires.

Tableau 1 : liste des contenants pour le prélèvement des végétaux.

		Feuille d'aluminium	Barquette en aluminium	Bocal en verre	Flacon en plastique	Enveloppe en papier	Sachet plastique alimentaire	Sachet plastique
Analyses	inorganiques				✓	✓	✓	✓
	organiques :							
	-PCB et phtalates	✓	✓	✓				
	-PFAS			✗	✓*	✗	✓*	
	-autres organiques	✓	✓	✓				✓

Fruits et légumes	Cas général	✓	✓	✓	✓	✓	✓
	Exception - végétal encombrant (courge...)					✓	✓
	Exception - végétal juteux ou riche en eau (tomate, salade...)	✓		✓	✓	✗	✓
	Exception - végétal sensible à l'écrasement (baie, figue...)		✗	✓	✓	✗	✗

✓ : recommandé

✗: pros crit

* plastiques non fluorés pour l'analyse des PFAS

Tableau 2 : principales propriétés des contenants pour le prélèvement des végétaux.

Propriété des contenants	Calcination > 500 °C	Approvisionnement hors laboratoire	Absorption de l'humidité émise par les végétaux	Variabilité de la taille	Transparent	Usage unique	Encombrement spatial
Barquette en aluminium	•	•	○	•	• / ○	•	○
Feuille d'aluminium	•	•	○	•	○	•	○
Flacon en plastique	○	• / ○	○	• / ○	• / ○	•	•
Enveloppe en papier	○	•	•	•	○	•	○
Sachet plastique alimentaire	○	•	○	•	•	•	○
Bocal en verre	• / ○	•	○	• / ○	• / ○	•	•

Contenant possédant cette propriété: • Oui ○ Non

Quelle que soit l'analyse, il est indispensable de disposer d'un contenant hermétique, afin d'éviter les contaminations entre échantillons ou avec le colis lors de l'envoi. Pour les composés volatils, le contenant doit être étanche et opaque (voir focus à la fin du chapitre 5.5).

Il est aussi possible de protéger les végétaux de la lumière susceptible d'altérer certains composés organiques en recouvrant de feuilles d'aluminium les contenants transparents.

5.4 Transport des végétaux collectés sur le terrain

Le GT recommande de maintenir une température adéquate, si possible inférieure à 10°C dans les glacières/boîtes isothermes utilisées pour le transport des végétaux jusqu'au laboratoire d'analyses. Des pains de glace préalablement réfrigérés y sont disposés, pour éviter le dessèchement et l'altération des végétaux.

Aucune plage de température n'est requise pendant le transport et à réception au laboratoire. Toutefois dans certaines régions ou en cas de conditions estivales extrêmes, le recours à un transporteur réfrigéré ou à une location d'un camion réfrigéré est recommandé, notamment pour des campagnes de terrain durant plusieurs jours.

Les végétaux collectés peuvent être aussi stockés dans un réfrigérateur avant leur conditionnement pour envoi au laboratoire 24h à 48h après leur prélèvement. C'est le cas lors de campagnes d'investigation conséquentes avec envoi groupé des échantillons.

L'envoi des échantillons au laboratoire est assuré au plus tôt après les prélèvements (envois quotidiens si absence de stockage temporaire au réfrigérateur), en évitant les fins de semaine si aucune réception n'est possible le samedi par le laboratoire d'analyses. Les prélèvements seront dans ce cas également à éviter.

Il convient d'être vigilant à l'entassement des végétaux dans la glacière et aux dégradations pouvant être occasionnées aux végétaux sensibles au contact avec les pains de glace (cas des salades).

Il est déconseillé au préleveur de congeler les échantillons avant envoi au laboratoire pour éviter la succession de phases de congélation/décongélation responsable soit d'un gain d'eau (congélation de l'eau contenue dans l'air ambiant), soit d'une perte d'eau intrinsèque des végétaux (à la suite de l'éclatement des cellules). La congélation est seulement mise en œuvre si cette phase est maintenue jusqu'à réception par le laboratoire (utilisation possible de

carboglance, par exemple permettant de maintenir la congélation des denrées alimentaires pendant le transport). Toutefois, le transport de carboglance est réglementé, en tant que matières dangereuses. L'expéditeur est responsable de son envoi et respecte la réglementation et l'étiquetage en vigueur. Le transporteur doit également être habilité.

5.5 Réception, préparation et traitement des végétaux par le laboratoire d'analyse

Le GT recommande aux laboratoires d'analyse de respecter les étapes illustrées dans le synoptique (figure 2) relatif aux étapes de réception, préparation et traitement des végétaux.

À l'issue de ces étapes, l'objectif du laboratoire est d'obtenir une prise d'essai représentative, prête à être analysée.

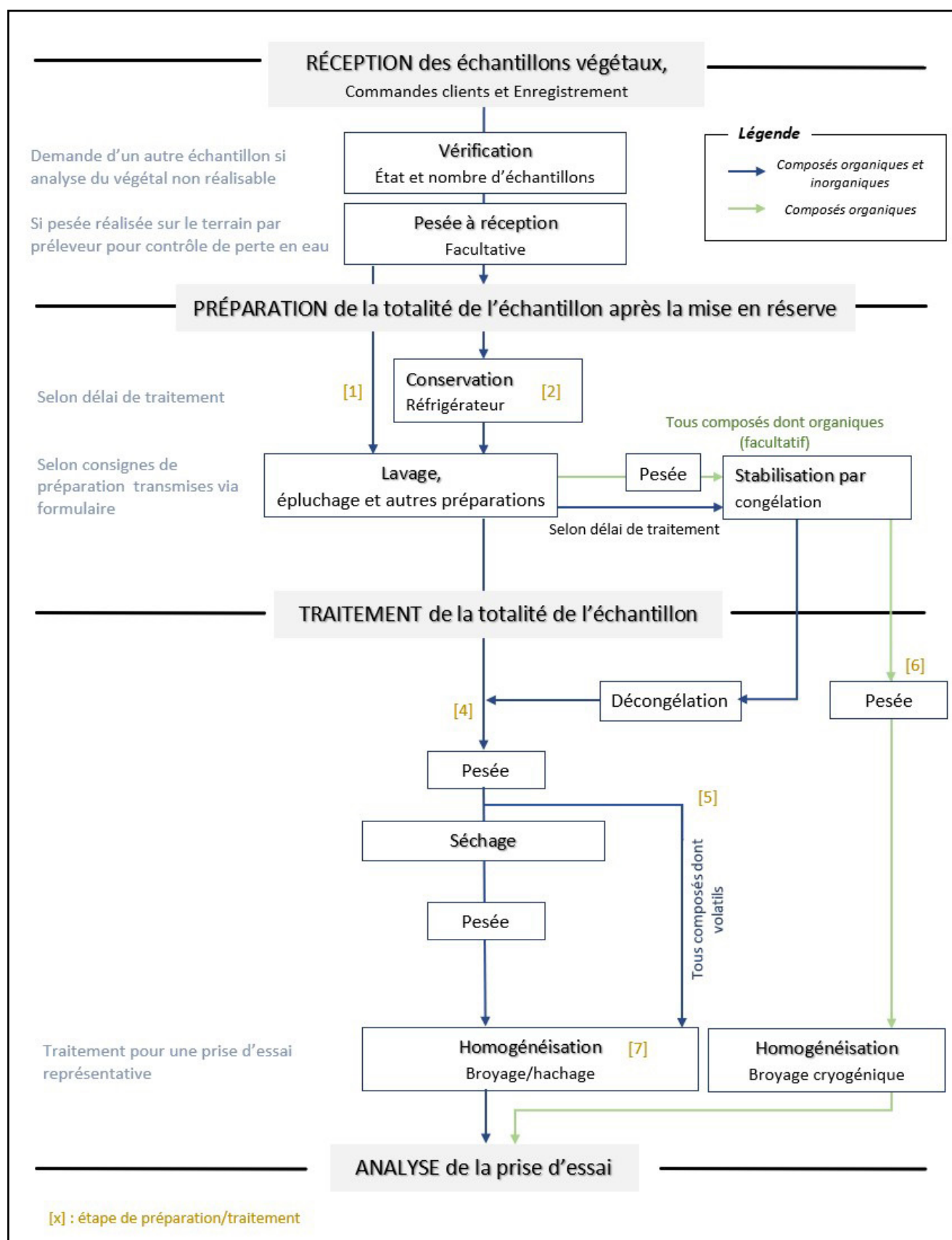
La terminologie employée se réfère à la norme NF EN ISO 6498¹⁸ et au guide de l'Ademe-Ineris¹⁹.

Les chiffres entre crochets [x] se rapportent au circuit de préparation/traitement illustré sur la **figure 2**.

¹⁸ NF EN ISO 6498 (2012) Lignes directrices pour la préparation des échantillons, aliments pour animaux, norme européenne française.

¹⁹ Guide d'échantillonnage des plantes potagères dans le cadre des diagnostics environnementaux (2014).

Figure 2 : préparation et traitement des échantillons de végétaux avant analyse en laboratoire, des composés organiques et/ou inorganiques.



► RÉCEPTION DES ÉCHANTILLONS DE VÉGÉTAUX

Vérification à réception

À réception, le laboratoire d'analyses vérifie l'état des végétaux et informe le client en cas d'anomalie telle qu'une dégradation (flétrissement ou pourrissement). Si malgré l'anomalie, le commanditaire souhaite la réalisation de l'analyse, celle-ci sera signalée sur le bordereau d'analyse, accompagnée éventuellement d'une photographie.

En l'absence de dégradation, aucune information n'est exigée sur le bordereau d'analyse ; par défaut, l'état du végétal est jugé « correct/acceptable ».

Pesée à réception

Une pesée de l'échantillon dans sa totalité peut être réalisée par le laboratoire à réception, avant toute étape de préparation telle que le lavage, par exemple ou la mise en réserve. Elle permet de s'assurer que la quantité envoyée est suffisante pour l'ensemble des analyses chimiques demandées. Le préleveur peut exiger la pesée au travers du formulaire de consignes de préparation. Si la quantité est jugée insuffisante par le laboratoire, le client est informé et le constat est signifié sur le bordereau d'analyse, dès lors que le programme analytique initial est maintenu.

La pesée à réception permet également au commanditaire d'effectuer un contrôle de la perte en eau éventuelle pendant la phase de transport, dès lors que ce dernier réalise au préalable une pesée sur le terrain. La demande est spécifiquement renseignée sur le formulaire de consignes de préparation (figure 2). Le poids de l'échantillon est alors renseigné dans le rapport d'analyse.

► PRÉPARATION DE LA TOTALITÉ DE L'ÉCHANTILLON

Représentativité de l'échantillon

Il est recommandé au laboratoire de procéder à la préparation de la **totalité** de l'échantillon après une mise en réserve représentative (voir ci-dessous).

- Dans le cas de la réception de 6 carottes, mise en réserve de 2 carottes par exemple, et traitement/analyse de 4 carottes.

Cette étape de sous-échantillonnage est de la responsabilité du laboratoire. Le laboratoire s'engage à constituer le sous-échantillon le plus représentatif des parties consommées. À titre d'illustration : 1/ plusieurs tranches à sélectionner et à découper sur une courge ; 2/ salade coupée en deux parties ; 3/ tiges et feuilles pour les poireaux et les blettes, sur toute la longueur, en l'absence de précision de créer 2 sous-échantillons (tiges et feuilles).

Dans le cas d'une quantité de végétaux insuffisante, il peut être attendu une élévation des limites de quantification, qui peut être préjudiciable à l'interprétation des résultats (voir paragraphe 6.6).

Mise en réserve d'une partie de l'échantillon envoyé

À réception, les laboratoires procèdent à la mise en réserve d'une partie de l'échantillon afin de disposer ultérieurement de biomasse, en cas d'avaries techniques ou d'analyses complémentaires ultérieures. Cette réserve dans des conditions adaptées (congélation/réfrigération) est réalisée sur échantillon brut, non homogénéisé. Cette pratique peut constituer un biais si le sous-échantillonnage n'est pas représentatif. Il est conseillé au laboratoire, en conséquence, de procéder à une mise en réserve sur un échantillon préalablement homogénéisé.

Lavage, épluchage et autres préparations

L'échantillon réceptionné au laboratoire est, autant que possible, préparé [1] dans la journée selon les consignes transmises par le préleveur ou le commanditaire (voir formulaire de consignes de préparation annexe 1). Les protocoles codifiés pour le lavage et l'épluchage sont respectivement détaillés aux chapitres 5.7.1 et 5.7.2.

Quelques recommandations de la norme **NF EN 13804**²⁰ concernant la préparation des échantillons végétaux sont présentées dans le tableau 3 (p. 29).

Tableau 3 : exemples de préparation de végétaux selon la norme NF EN 13804.

Végétaux	Mode de préparation
Pommes de terre	Enlever les germes et rincer avec de l'eau pour retirer la terre, peler et laver à l'eau.
Légumes-feuilles	Enlever les parties sales, sèches, pourries et en décomposition, ainsi que les tiges ou laver, si possible.
Légumes-racines	Enlever les extrémités, les parties sales, pourries et en décomposition et rincer avec de l'eau. Les échantillons dont la peau n'est pas destinée à la consommation (par exemple les betteraves rouges) doivent être grattés ou pelés avant d'être rincés.
Champignons	Enlever les parties pourries et sales. Enlever la peau du chapeau si approprié et rincer à l'eau si nécessaire.
Fruits et légumes à fruit	Enlever les tiges, les sépales, les pétales, les parties sales ou pourries. Rincer l'échantillon et enlever les pépins si nécessaire. Il convient de ne pas rincer les fruits qui ne sont pas destinés à être consommés avec leur peau mais de les peler et d'en retirer les pépins (par exemple la citrouille, le melon).

Il convient en effet selon la norme **NF EN 13804** de retirer soigneusement toute contamination de surface, comme la terre et d'éliminer physiquement l'excès d'eau, par exemple par agitation, à l'aide d'un tamis ou d'une passoire (par exemple pour les légumes-feuilles).

Enfin, le règlement UE 2023/915 concernant les teneurs maximales à respecter pour les denrées alimentaires commercialisées précise que ces teneurs s'appliquent après lavage et séparation de la partie du végétal destinée à être consommée. Pour les pommes de terre, les teneurs s'appliquent aux pommes de terre épluchées.

Les protocoles de lavage et d'épluchage, harmonisés par le GT, sont précisés dans les paragraphes 5.7.1 et 5.7.2.

Conservation et stabilisation de l'échantillon au laboratoire

Selon la norme **NF EN 13804**, les échantillons de végétaux reçus et les échantillons d'essai doivent être stockés de manière que leur composition et leur masse ne changent pas à la suite, par exemple, d'un séchage, d'une perte par évaporation ou d'une altération. Il convient de préparer l'échantillon d'essai aussi rapidement que possible après l'arrivée des végétaux au laboratoire. En cas d'impossibilité technique de préparation immédiate de l'échantillon, une conservation par réfrigération à 5°C [2] pour les composés inorganiques ou par congélation²¹

à -18°C [3] pour les composés organiques permet de différer la préparation initiale de l'échantillon en limitant la dégradation du végétal entre les étapes de préparation et l'analyse.

Le type de conservation, retenu par le laboratoire, dépend notamment de la teneur en eau du végétal, de la capacité du végétal à se dégrader à des températures positives et des délais avant l'analyse. En cas de congélation [3], les étapes de préparation telles que lavage/épluchage sont réalisées en amont.

Pour l'analyse des composés volatils, la congélation des échantillons est recommandée en vue d'un broyage cryogénique [8] ou équivalent.

Le verre peut constituer un matériau de stockage approprié. Des sacs en plastique ou des récipients en plastique fermés avec un bouchon à vis peuvent également être utilisés selon la nature des composés. Les produits secs peuvent être conservés à température ambiante.

Selon la norme **ISO 6498**, il convient de veiller à ce que les contaminants à doser ne soient pas absorbés sur la vaisselle utilisée. Pour les HAP et les dioxines en particulier, les matériaux plastiques doivent être évités et les récipients utilisés doivent être préalablement rincés avec un solvant ou passés au four à une température supérieure à 400°C. Cette recommandation s'applique également à d'autres composés organiques tels que les phtalates.

²¹ La stabilisation par congélation est plus délicate car les textures des végétaux peuvent être fortement modifiées (forme liquide) sauf si les végétaux ont été lyophilisés en amont.

► TRAITEMENT DE LA TOTALITÉ DE L'ÉCHANTILLON APRÈS LA MISE EN RÉSERVE (FIGURE 2)

Après la préparation des végétaux selon les consignes transmises par le préleveur, le séchage est appliqué à l'échantillon [4], suivi de l'homogénéisation [7]. Pour certains laboratoires et selon la nature des végétaux (capacité à être réduit en bouillie), l'étape d'homogénéisation précède celle du séchage.

Le séchage est proscrit lorsque des composés volatils sont recherchés. Après la préparation et la pesée [5], l'échantillon est rapidement et grossièrement découpé pour limiter toute perte par volatilisation tout en assurant une prise d'essai représentative pour l'analyse proprement dite (figure 2).

Séchage de l'échantillon

Selon la norme **NF EN 13804**, les liquides peuvent être enlevés par déshydratation (évaporation de l'humidité et de l'alcool) ou par lyophilisation (sublimation de l'eau). Des précautions doivent être prises pour éviter les pertes d'analytes ou les modifications des espèces. Les produits congelés peuvent être lyophilisés.

Le séchage est une étape visant ici à réduire le poids d'échantillon et à stabiliser le matériel végétal. Il est réalisé par étuvage²² ou par lyophilisation²³. Classiquement, une température maximale de 40°C est assurée pendant 48h dès lors que des composés inorganiques volatils comme le mercure sont analysés. Un séchage à 103°C peut être réalisé pour les composés inorganiques non volatils.

Le laboratoire exprime ses résultats en matière fraîche en vue d'une comparaison avec des seuils réglementaires exprimés également en matière fraîche (pour les substances réglementées). Dans le cas d'une demande de l'expression des résultats en matière sèche, celle-ci est déterminée à $103 \pm 5^\circ\text{C}$.

Une étape de congélation peut être nécessaire pour stabiliser les composés organiques volatils [3]. Dans ce cas, le séchage n'est pas mis en œuvre et la pesée est réalisée avant et après la stabilisation par congélation, suivie par l'étape d'homogénéisation généralement cryogénique [8] ou équivalente. Certains laboratoires proposent de travailler uniquement

sur l'échantillon frais [5], sans étape de séchage. L'échantillon subit une homogénéisation afin d'obtenir une bouillie [7]. Cela s'applique à l'analyse de tous les composés chimiques et en particulier à celle des composés volatils.

Des adaptations de protocoles sont à prévoir pour certains végétaux juteux. Ainsi, la durée d'étuvage pourra être allongée pour des végétaux juteux comme la tomate, qu'il convient au préalable de couper en morceaux pour faciliter la déshydratation.

Homogénéisation de l'échantillon

Selon la norme **NF EN 13804**, l'échantillon a besoin d'être homogénéisé pour obtenir une prise d'essai homogène. La contamination et la perte incontrôlée de liquide, par exemple lors des opérations telles que le broyage et la découpe, doivent être évitées autant que possible. Selon le **LAB GTA 28**, quand le broyage d'un échantillon à température ambiante a une influence significative sur la dégradation de certaines molécules, il est recommandé d'homogénéiser l'échantillon à basse température.

L'homogénéisation correspond à la fragmentation de l'échantillon en vue d'obtenir une texture et consistance homogène [7]. Elle s'obtient soit à l'issue d'un broyage (réduction mécanique de la taille – classiquement obtenu par un broyeur à couteau, complété par un broyage au mortier si nécessaire), soit à l'issue d'un hachage (découpe mécanique en morceaux). Selon la teneur en eau des végétaux, l'homogénéisation peut conduire à l'obtention d'une bouillie plus ou moins épaisse. Ces deux techniques permettent de réduire la quantité de végétal à traiter en uniformisant l'ensemble de l'échantillon et en permettant une prise d'essai représentative [7]. Des adaptations de protocoles sont à prévoir pour les oléagineux qui ne sont pas broyés mais uniquement concassés en raison de leur teneur en matière grasse.

Pour certains végétaux, un tamisage à 250 µm peut être mis en œuvre après le broyage. Cette étape est nécessaire lorsque des parties de nature différente sont broyées (feuille versus pédoncule/tige) et le broyage se poursuit sur les résidus de broyage jusqu'à l'obtention d'une poudre homogène.

²² Séchage thermique des échantillons – généralement une température de 40°C pouvant atteindre $103 \pm 5^\circ\text{C}$ selon les laboratoires et les composés à analyser.

²³ Extraction de l'eau contenue dans le support par interaction des techniques du vide et du froid (Encyclopedia Universalis).

Lorsque des composés organiques volatils sont recherchés, une homogénéisation de l'échantillon est possible dès lors que l'échantillon est congelé. Quelques laboratoires proposent de procéder à un broyage cryogénique à partir de l'échantillon congelé [3, 6 puis 8] ; cette méthode permet de limiter considérablement les pertes par volatilisation mais reste coûteuse et réservée à des cas spécifiques. La capacité du broyeur cryogénique est généralement réduite.

Les laboratoires proposent de conserver les échantillons broyés et stabilisés (séchés, lyophilisés ou congelés) selon une durée standard de quelques semaines (à confirmer avec le laboratoire). Au-delà, pour certaines études, il convient de spécifier la durée souhaitée.

FOCUS SUR L'ANALYSE DES COMPOSÉS VOLATILS DANS LES VÉGÉTAUX

Le GT recommande au laboratoire de :

- prendre en charge rapidement les échantillons en mettant en œuvre des modalités de préparation déstructurant modérément l'échantillon (hachage manuel de l'échantillon à l'aide d'un couteau en céramique, par exemple) ;
- prendre les précautions pour limiter autant que possible la volatilisation des composés recherchés ;
- traiter et homogénéiser la totalité de l'échantillon reçu.

► ANALYSE DE LA PRISE D'ESSAI (FIGURE 2)

Selon la norme **ISO 6498**²⁴, pour l'obtention d'un échantillon, pour essai, homogène (d'une masse minimale de 100 g de constitution et de composition identiques et exempt de contamination), l'échantillon arrivant au laboratoire aura une masse minimale de 500 g. Selon le **LAB GTA 45**, la totalité de l'échantillon reçu par le laboratoire est utilisée pour la préparation de l'échantillon (figure 2).

5.6 Accusé de réception

L'accusé de réception est un document émis par le laboratoire d'analyse à réception des échantillons et destiné au commanditaire. Il récapitule les identifiants des échantillons reçus et le programme analytique associé et clôture ainsi l'enregistrement des échantillons par le laboratoire.

Il permet aussi de signaler au commanditaire des analyses :

- les éventuelles observations liées à :
 - une durée excessive entre la date de prélèvement et la réception au laboratoire, en particulier si une perte des composés volatils est suspectée ;
 - l'état des végétaux (et notamment leur éventuel flétrissement) ;
 - la nature des contenants non adéquate.
- les échantillons manquants.

5.7 Préparation des végétaux par le laboratoire d'analyses

Le présent guide préconise des pratiques et protocoles qu'il convient de respecter pour le lavage et l'épluchage des fruits et légumes prélevés en vue de réaliser une évaluation des risques sanitaires. Le respect de ces protocoles relève de la responsabilité du laboratoire d'analyses.

À ce jour, en l'absence de protocole harmonisé et de réelle demande, la cuisson des végétaux n'est pas proposée au sein des laboratoires. Les évaluations de risques sanitaires sont ainsi réalisées sur la base de végétaux crus, lavés ou non, épluchés ou non. Il est pressenti que, pour certains composés organiques notamment, les modes de cuisson (vapeur, avec matière grasse, friture) peuvent diminuer ou augmenter les concentrations initialement mesurées dans les végétaux crus. En l'absence de travaux approfondis, la cuisson n'est pas abordée dans ce rapport. Toutefois, l'évaluateur de risques sanitaires pourra mener une étude qualitative pour les végétaux uniquement consommés « cuits ».

²⁴ Aliments des animaux - lignes directrices pour la préparation des échantillons.

5.7.1 Protocole de lavage des végétaux

Le lavage influe fortement sur les concentrations mesurées dans les végétaux du fait de l'élimination des particules de sol et des dépôts atmosphériques potentiellement contaminés. Il est effectué **à la demande explicite du préleveur**, comme indiqué dans le formulaire relatif aux consignes de préparation (annexe 1).

Le GT recommande d'appliquer le **protocole de lavage** suivant :

1. **lavage à l'eau déminéralisée, sous filet d'eau**, en vue d'éliminer toute particule de sols ou de dépôts ;
2. **aucun emploi de produits lessiviels** ;
3. **durée recommandée : 1 min.** La durée peut être augmentée si les végétaux sont fortement souillés. De même, l'effeuillage est nécessaire pour faciliter le lavage, notamment pour les légumes-feuilles comme les salades.

Concernant les fruits à coques et autres (noix, noisettes, amandes, châtaignes...), ils sont décortiqués avant l'étape d'homogénéisation (sans lavage, ni épluchage).

Des dérogations sur le protocole de lavage peuvent être prises, uniquement **à la demande explicite du préleveur**. Ainsi un lavage par bain peut être mis en œuvre au lieu d'un lavage sous filet d'eau (volume du bain à préciser). La nature de l'eau peut être différente : eau du réseau d'eau potable ; ajout de vinaigre, de sel marin ou de sel de bicarbonate, parfois employés pour éliminer les résidus de pesticides. Il convient de souligner que ces dérogations ponctuelles permettraient de se rapprocher des pratiques spécifiques des consommateurs à un instant T mais suppriment toute possibilité d'assurer l'inter-comparabilité des résultats dans le temps et sur le territoire.

Dans le cadre d'une évaluation des risques sanitaires, le lavage est généralement mis en œuvre pour les légumes en contact avec le sol (légumes-racines, tubercules) mais aussi pour les légumes-feuilles et légumes-fruits, en raison des éclaboussures et des éventuels dépôts atmosphériques. Le lavage est peu demandé pour les fruits susceptibles d'être

consommés directement dans le jardin (baies, arbres fruitiers). Il est rappelé que les teneurs à respecter pour les denrées alimentaires commercialisées et fixées par le règlement UE 2023/915 s'appliquent après lavage.

En contexte post-accidentel, il revient au commanditaire de ne pas demander le lavage des fruits et légumes si l'objectif des prélèvements est d'identifier un éventuel marquage environnemental en lien avec un incendie, par exemple. En revanche, en cas d'évaluation des risques sanitaires associés à la consommation des fruits et légumes, le lavage sera demandé.

FOCUS SUR LES TERMES LAVAGE OU RINÇAGE ?

Le terme rinçage, utilisé parfois, est considéré ici comme équivalent au lavage. Il souligne l'absence de produits lessiviels. Seul le terme lavage est retenu dans ce guide.

5.7.2 Protocole d'épluchage des végétaux

L'épluchage est une étape de préparation qui influe sur les concentrations mesurées dans les végétaux du fait du retrait de l'épiderme pouvant accumuler préférentiellement les polluants présents dans les sols. Il est effectué **à la demande explicite du préleveur**, comme indiqué dans le formulaire relatif aux consignes de préparation (annexe 1).

Le GT recommande d'appliquer le **protocole d'épluchage** suivant :

1. **emploi d'un éplucheur en céramique et non d'un couteau**, ce qui favorise des épaisseurs d'épluchure standards et non dépendante de la pression exercée sur le couteau. Eviter les éplucheurs métalliques ;
2. tout épluchage s'accompagne d'un **lavage préalable et postérieur** pour les végétaux souillés. Le lavage préalable est supprimé en l'absence de particules ou de dépôts visibles sur l'épiderme.

Dans le cadre d'une évaluation des risques sanitaires, l'épluchage est mis en œuvre pour les légumes en contact avec le sol (légumes-racines, tubercules) mais aussi pour certains légumes-fruits (courgettes, aubergines...), en fonction des usages constatés.

Dans le cadre d'une évaluation post-accidentelle, la recherche d'un marquage environnemental sur les végétaux conduit à ne pas éplucher les légumes-fruits potentiellement exposés aux re-tombées atmosphériques d'un incendie. Les légumes-racines et tubercules collectés au plus tôt après l'accident technologique pour constituer des prélèvements conservatoires sont lavés et non épluchés – ils serviront de prélèvements « témoins », hors influence de l'évènement. Dès lors que ces échantillons « témoins » ne sont pas épluchés, les échantillons collectés plus tard dans les zones potentiellement impactées ne seront pas non plus épluchés pour permettre la comparaison des résultats et identifier une éventuelle dégradation des végétaux en lien avec l'accident technologique.

Pour les pommes de terre, il est rappelé que les teneurs maximales européennes pour le cadmium, le plomb²⁵ et le nickel²⁶, fixées pour les denrées alimentaires commercialisées sur le marché européen, s'appliquent aux produits épluchés.

5.7.3 Quelle préparation en l'absence de consignes ?

Il est rappelé qu'aucune préparation de type lavage/épluchage ne sera réalisée par le laboratoire d'analyses **en l'absence de consignes explicites transmises par le préleveur ou le commanditaire des analyses.** À cet effet, il convient de renseigner le formulaire relatif aux consignes de préparation et de le transmettre au laboratoire d'analyses (annexe 1).

²⁵ Règlement (UE) 2023/915 du 25 avril 2023 concernant les teneurs maximales pour certains contaminants dans les denrées alimentaires et abrogeant le règlement (CE) n°1881/2006.

²⁶ Règlement (UE) 2024/1987 du 30 juillet 2024 modifiant le règlement (UE) 2023/915 en ce qui concerne les teneurs maximales en nickel de certaines denrées alimentaires.

6 DES ANALYSES CHIMIQUES AUX RÉSULTATS ANALYTIQUES

À l'exception de l'analyse des pesticides, il n'existe pas actuellement de normes spécifiques à l'analyse de la matrice végétale et notamment des végétaux potagers.

À l'issue de l'enquête réalisée par l'Ineris en 2019, il apparaît que les laboratoires d'analyses utilisent et adaptent des méthodes dédiées à l'analyse des matrices sols, eaux, boues ou aliments pour animaux.

Les problématiques de l'analyse de la matrice végétale traitée dans le cadre de ce GT diffèrent selon le domaine d'activités des laboratoires : agronomie, agro-alimentaire ou environnement. Pour les laboratoires agronomiques, la caractérisation chimique de base a pour objectif l'amélioration de la fertilité et de la nutrition des plantes en vue de cerner le besoin en engrais et d'augmenter la productivité. Pour les laboratoires environnementaux, l'objectif principal est de déterminer une éventuelle pollution par les composés inorganiques ou organiques. Pour les laboratoires agro-alimentaires, la matrice est essentiellement alimentaire et destinée à la consommation humaine. L'analyse consiste à la caractérisation de base (taux de graisse, sel, énergie, fibre, vitamine...) en complément des éventuels contaminants, qui ne font pas partie de la composition de base de l'aliment et qui disposent de seuils réglementaires européens pour cette matrice, à savoir métaux (mercure, plomb, cadmium, nickel), HAP, PCB et PCDD/F.

Concernant les végétaux destinés à l'alimentation animale, selon la directive européenne 2002/32 les analyses portent sur plusieurs composés dont certains métaux (arsenic, plomb, cadmium, mercure), les nitrites, les PCDD/F et PCB-DL.

Selon les thématiques et les objectifs de l'analyse chimique, les méthodes analytiques utilisées peuvent être différentes.

6.1 Méthodologie de sélection des méthodes de digestion et d'extraction pour les composés inorganiques et organiques dans la matrice végétale

La méthodologie retenue par le GT pour l'analyse des composés inorganiques et organiques dans la matrice végétale a pour objectif d'assurer une homogénéité des pratiques des laboratoires d'analyses à l'échelle nationale sans pour autant imposer une seule méthode aux laboratoires d'analyses environnementales et agro-alimentaires en raison de l'inexistence de normes pour la plupart des composés inorganiques et organiques pour cette matrice.

La sélection des méthodes pour la digestion, l'extraction et l'analyse des composés organiques et inorganiques dans la matrice végétale est réalisée en se basant sur le retour de l'enquête, réalisée par l'Ineris en 2019, en compilant les méthodes utilisées par les laboratoires, complétée par une revue des méthodes d'analyse appliquées à d'autres matrices environnementales.

En l'absence de normes spécifiques à la matrice végétale, excepté pour les pesticides (hors champ de ce guide), des normes de digestion, d'extraction et/ou d'analyses sont proposées en priorisant les normes utilisées pour les produits alimentaires et aliments pour animaux. En cas d'inexistence de normes pour ces deux matrices, des normes transversales à plusieurs matrices (sols, biodéchets et boues), des normes spécifiques aux sols ou plus rarement des normes spécifiques à la matrice eau, ont été proposées.

Dans le présent guide, pour l'étape de prétraitement de la matrice végétale, le terme de digestion concerne les composés inorganiques alors que l'extraction est spécifique aux composés organiques.

6.2 Méthodes de digestion des composés inorganiques et recommandations

La quantification des composés inorganiques est précédée, comme pour les autres matrices, par leur extraction de la matrice végétale via une solubilisation dans l'acide (appelée minéralisation ou digestion). Pour la matrice végétale, il n'existe pas de normes spécifiques pour la digestion.

En cohérence avec les critères précisés dans la démarche de sélection adoptée et précitée, les méthodes retenues par le groupe de travail figurent en annexe 2 et concernent les matrices, telles que les produits alimentaires ou les aliments pour animaux. Ces normes préconisent la digestion des composés inorganiques avec :

- ▶ l'acide nitrique (pour arsenic total, plomb, cadmium, zinc, cuivre, cobalt, manganèse, chrome total, molybdène, nickel, antimoine, tungstène, argent) ;
- ▶ un mélange d'acide nitrique et de peroxyde d'hydrogène (pour arsenic total, arsenic inorganique, cadmium, chrome total, cobalt, cuivre, étain, manganèse, mercure, nickel, plomb, sélénium, zinc) ;
- ▶ un mélange d'acide nitrique et d'acide chlorhydrique (pour antimoine, tungstène, argent). L'ajout de l'acide chlorhydrique au cours de la minéralisation de certains composés, comme l'étain et l'antimoine, permet de prévenir toute perte par adsorption sur les parois du récipient et de conserver les composés dans un état entièrement solubilisé ;
- ▶ le 1,5-diphénylcarbaside (pour chrome hexavalent).

Les normes retenues préconisent la digestion sous haute pression, aux micro-ondes, en autoclave avec micro-ondes, ou sur plaque chauffante (annexe 2).

À PROPOS DE LA SPÉCIATION CHIMIQUE POUR LES COMPOSÉS INORGANQUES :

Les métaux peuvent se présenter dans la matrice végétale sous différentes formes chimiques. Comme les risques sanitaires dépendent de la toxicité de la forme chimique des métaux, la spéciation s'avère indispensable pour la détermination par exemple du chrome hexavalent, forme la plus toxique ou de l'arsenic inorganique, forme majoritaire dans la matrice végétale. Actuellement, peu de laboratoires réalisent la spéciation des métaux dans la matrice végétale.

6.3 Méthodes d'extraction des composés organiques et recommandations

L'extraction des composés organiques de la matrice végétale est réalisée à l'aide de solvants qui, pour assurer une extraction totale comme pour les autres matrices, devront respecter des conditions de température et de pression, et surtout être de polarité compatible avec les composés à extraire. Les solvants d'extraction associés aux normes existantes pour des matrices non végétales et proposés par le GT pour l'analyse de la matrice végétale varient selon les composés à extraire et la méthode d'extraction utilisée. Ils sont compilés en annexe 3 :

- ▶ **HAP** : acétone/éther de pétrole/hexane ou acétonitrile ;
- ▶ **PCDD/F, PCB et PBDE** : toluène/éthanol ;
- ▶ **Halogénés volatils et certains éthers** : méthanol pour les hydrocarbures aromatiques ;
- ▶ **Hydrocarbures C₁₀-C₄₀** : acétone/heptane ;
- ▶ **PCB** : hexane ;
- ▶ **HAP et les PBDE** : dichlorométhane. Ce solvant est utilisé pour la réalisation du screening de par son affinité avec de nombreuses familles chimiques ;
- ▶ **Phtalates** : acétate d'éthyle ;
- ▶ **PBDE** : acétone/hexane ;
- ▶ **PFAS** : méthanol/acétonitrile.

Les solvants toluène ou toluène/acétone, non proposés par les normes de l'annexe 3 pourraient être utilisés pour l'extraction des composés tels que HAP, PCDD/F, PCB et PBDE.

L'extraction peut être réalisée par :

- ▶ le dispositif d'extraction Soxhlet ;
- ▶ le micro-ondes ;
- ▶ l'extraction par solvant pressurisé ;
- ▶ l'agitation mécanique.

La solution extraite est ensuite purifiée avec une méthode de purification dépendante du composé analysé : oxyde d'aluminium, SiO₂, diméthyle-sulfure, gel de silice, florisil (annexe 3). Une dilution de la solution peut être réalisée pour éviter la saturation du détecteur, pour être dans le domaine d'étalonnage de la méthode ou pour pouvoir obtenir une séparation correcte des pics du chromatogramme.

Pour l'analyse des PFAS, les premiers documents de référence sont désormais disponibles. Ils détaillent les méthodes analytiques à appliquer pour les acides perfluorés carboxyliques-PFCA, et sulfoniques-PFSA et autres composés. Il s'agit pour les denrées alimentaires de l'annexe du document " *EURL for halogenated POPs in feed and food (2024): guidance document on analytical parameters for the determination of per- and polyfluoroalkyl substances (PFAS) in food and feed* ", version 2.0 du 10 septembre 2024.

6.4 Techniques utilisées pour l'analyse des composés organiques et inorganiques dans la matrice végétale

Les enquêtes de 2019 et 2023 montrent que les laboratoires d'analyses utilisent et adaptent des méthodes dédiées à l'analyse des matrices sols, eaux, boues ou aliments pour animaux. Ces normes détaillées en annexes 2 et 3 préconisent :

- ▶ l'analyse des minéraux et métaux par ICP²⁷ (MS- NF EN ISO 17294-2, OES - NF EN ISO 11885) ou par absorption atomique (NF EN ISO 11212) à l'issue d'une minéralisation acide (annexe 2) ;
- ▶ l'analyse des composés organiques par chromatographie gazeuse (MS, FID, espace de tête...), ou chromatographie liquide à l'issue d'une extraction par solvant organique (annexe 3).

Les annexes 2 et 3 détaillent par famille chimique les méthodes de digestion pour les composés inorganiques, d'extraction et de purification pour les composés organiques ainsi que les méthodes analytiques pour les composés organiques et inorganiques en vue d'une homogénéisation des pratiques. Les normes sont proposées à titre d'exemple, elles sont spécifiques aux aliments pour animaux, sol, déchets, boues ou eau. L'inexistence de normes spécifiques pour la matrice végétale, la diversité de cette matrice et la spécificité des laboratoires pratiquant ces analyses (environnementaux, agro-alimentaires et agronomiques) a permis de recenser les normes susceptibles d'être utilisées à la suite de leur adaptation aux végétaux potagers.

Il ressort du recensement le recours aux méthodes suivantes selon les composés (annexe 3) :

- ▶ chromatographe gazeuse (CG) avec détection par :
 - spectrométrie de masse (CG-MS ou MS/MS) ;
 - spectrométrie de masse haute résolution (CG-HRMS) ;
 - ionisation de flamme (CG-FID) ;
 - capture d'électron (CG-ECD) ;
 - photo ionisation (CG-PID) ;
 - conductivité électrolytique (CG-ELCD).
- ▶ chromatographie liquide haute performance (HPLC), HPLC couplée à une détection par fluorescence ou au tandem MS/MS notamment pour l'analyse des PFAS. Une revue²⁸ des articles scientifiques a montré un recours majoritaire à hauteur de 86 % au couplage HPLC-MS/MS (tandem) par rapport au couplage simple HPLC-MS.

²⁷ Inductively Coupled Plasma.

²⁸ Revue menée par l'Ineris en 2024 sur les 24 articles scientifiques traitant de l'analyse des PFAS et mentionnés dans la base BAPPOP – période 2009-2022 (les deux articles basés sur UHPLC-MS ont été écartés en raison d'unités exprimées en ng/L et non en ng/g matière végétale).

Le GT s'accorde sur l'utilisation de la chromatographie couplée à la spectrométrie de masse tandem (CG-MS/MS) pour l'analyse des composés organiques dans la matrice végétale, dès lors que le laboratoire possède l'équipement adéquat, en raison du développement technologique dans le domaine analytique et du recours croissant à cette technologie. En effet, la technologie CG-MS/MS figure actuellement dans la norme XP CEN/TS 16183 pour l'analyse des phtalates dans les matrices environnementales, dans le règlement européen n° 2017/771 pour l'analyse des PCDD/F et PCB dans la matrice aliments pour animaux et dans la norme NF EN 16694 pour le dosage des PBDE dans la matrice eau.

Le GT préconise l'application et l'adaptation de normes existantes (réactifs, techniques de digestion/d'extraction, méthodes analytiques) comme celles proposées dans les annexes 2 et 3 pour l'analyse chimique de la matrice végétale. Le respect de ces méthodes et protocoles relève de la responsabilité du laboratoire d'analyses.

conformément aux règlements (UE) 2022/1428³² et 2022/1431³³. Ces critères n'ont pas été proposés dans le cadre du présent guide pour les raisons suivantes :

- ▶ l'absence de critères de performance pour l'ensemble des composés retenus dans le cadre du GT ;
- ▶ la différence de critères selon les composés (justesse, répétabilité, récupération...) ;
- ▶ l'absence de normes pour l'analyse de la matrice végétale ;
- ▶ la mise à disposition de plusieurs normes pour chacune des familles de substances visant à accompagner les laboratoires à évoluer vers des méthodes proches et des résultats comparables en attendant l'élaboration des normes spécifiques à la matrice végétale dans les prochaines années.

6.5 Exigences de performances analytiques européennes

Pour les métaux (plomb, cadmium, nickel, mercure, étain inorganique), le perchlorate, les HAP, les dioxines/furanes et les PCB, les règlements européens (UE) 333/2007²⁹ (récemment modifié par 1045/2024³⁰) et (UE) 644/2017³¹ stipulent que, dans le cas où aucune méthode spécifique n'est prescrite au niveau européen pour la détermination des teneurs en contaminants dans les denrées alimentaires, les laboratoires sont libres d'appliquer la méthode d'analyse validée de leur choix, pour autant qu'elle remplisse les critères de performance spécifiques indiqués dans le tableau 4 pour les composés inorganiques et le tableau 5 pour les composés organiques. Il en est de même pour l'analyse des PFAS

²⁹ Règlement (CE) 333/2007 de la commission du 28 mars 2007 portant fixation des modes de prélèvement d'échantillons et des méthodes d'analyse pour le contrôle des teneurs en éléments traces et en contaminants issus de procédés de transformation dans les denrées alimentaires.

³⁰ Règlement d'exécution (UE) 2024/1045 de la commission du 9 avril 2024 modifiant le règlement (CE) n°333/2007 en ce qui concerne les modes de prélèvement d'échantillons et les méthodes d'analyse pour le contrôle des teneurs en nickel dans les denrées alimentaires ainsi que certaines références.

³¹ Règlement (UE) 2017/644 de la commission du 5 avril 2017 portant fixation des méthodes de prélèvement et d'analyse d'échantillons à utiliser pour le contrôle des teneurs en dioxines, en PCB de type et en PCB autres que ceux de type dioxine de certaines denrées alimentaires et abrogeant le règlement (UE) n°589/2014.

³² Règlement d'exécution (UE) 2022/1428 du 24/08/2022 portant fixation des méthodes de prélèvement et d'analyse d'échantillons à utiliser pour le contrôle des teneurs en substances perfluoroalkylées dans certaines denrées alimentaires.

³³ Recommandation (UE) 2022/1431 de la commission du 24 août 2022 relative à la surveillance des substances perfluoroalkylées dans les denrées alimentaires.

Tableau 4 : critères de performances pour l'analyse de certains composés inorganiques.

	Métaux : Pb, Cd, Hg, As inorganique et total, Ni, étain inorganique					Perchlorate
Règlement	(UE) 333/2007 modifié					
Applicabilité	Denrée alimentaire figurant dans le règlement CE 2023/915**					
Justesse	-					-
Fidélité intermédiaire RSD _R	-					Dérivée de l'équation d'Horwitz modifiée
Différence entre les estimations supérieures et inférieures	-					-
Répétabilité RSD _r	Valeur HorRat _r * < 2					0,66 fois la dérivée de l'équation de Horwitz modifiée
Reproductibilité	Valeur HorRat _R < 2					-
Récupération	- -					70-110 %
LD	≤ 3/10 de la LQ					3/10 LQ
LQ	Pb	≤ 2/5 TM	As inorg. et total	Ni	Sn inorg.	≤ 2/5 TM
	TM ≤ 0,02 mg/kg → LQ≤TM	TM ≤ 0,02 mg/kg → LQ≤ 2/5 TM	TM ≤ 0,03 mg/kg → LQ≤ TM	TM ≤ 0,3 mg/kg → LQ≤ TM	≤ 10 mg/kg	
	0,02<TM < 0,1 mg/kg → LQ≤ 2/3 TM	0,02<TM < 0,1 mg/kg → LQ≤ 2/5 TM	0,03<TM < 0,1 mg/kg → LQ≤ 2/3 TM	0,3<TM < 0,6 mg/kg → LQ≤ 2/3 TM		
	TM ≥ 0,1 mg/kg → LQ≤ 1/5 TM	TM ≥ 0,1 mg/kg → LQ≤ 1/5 TM	TM ≥ 0,1 mg/kg → LQ≤ 2/3 TM	TM ≥ 0,6 mg/kg → LQ≤ 1/3 TM		

TM : teneur maximale fixée pour les denrées alimentaires commercialisées dans le règlement UE 2023/915 abrogeant le règlement (CE) 1881/2006.

LD : limite de détection.

LQ : limite de quantification.

HorRat_r : RSD_r observée/RSD_r estimée à partir de l'équation de Horwitz modifiée en supposant que $r = 0,66R$.

HorRat_R : RSD_R observée/RSD_R estimée à partir de l'équation de Horwitz modifiée.

RSD_r : écart type relatif exprimant la répétabilité.

RSD_R : écart type relatif exprimant la reproductibilité ($r = 0,66R$).

* HorRat = « the Horwitz Ratio ».

** Les teneurs maximales fixées.

Tableau 5 : critères de performances pour l'analyse de certains composés organiques.

	4 HAP***	PCDD/F et PCB-DL	PCB NDL	PFAS
Règlement	(UE) 333/2007 modifié	(UE) 644/2017		(UE) 1428/2022 (UE) 1431/2022
Applicabilité	Denrée alimentaire figurant dans le règlement (UE) 2023/915	-	-	Denrée alimentaire figurant dans le règlement CE 1881/2006
Justesse	-	-20 % à +20 %		-20 % à +20 %
Fidélité intermédiaire RSD_R	-	< 15 % ou 25 %		≤20 %
Différence entre les estimations supérieures et inférieures	-	≤20 % (valeurs OMS-TEQ) pour confirmer un éventuel dépassement		-
Répétabilité RSD_r	Valeur $HorRat_r < 2$	< 20 %	-	-
Reproductibilité	Valeur $HorRat_R < 2$	-	-	-
Récupération	50-120 %	60-120 %****	-	-
LD	0,30 µg.kg ⁻¹ pour chacune des quatre substances	PCDD/F : ~ 10 ⁻¹⁵ g PCB-dl : ~ 10 ⁻¹² g	PCB : ~ 10 ⁻⁹ g -	- -
LQ	≤ 0,90 µg.kg ⁻¹ pour chacune des quatre substances	LQ ~ 1/5 TM	-	≤ TM pour PFOS, PFOA, PFNA et PFHxS (hors végétaux, voir ci-dessous) Fruits, légumes, racines, tubercules amyliacés : ≤ 0,002 µg/kg PFOS ≤ 0,001 µg/kg PFOA ou PFNA ≤ 0,004 µg/kg PFHxS

DL : dioxin-like.

NDL : non dioxin-like.

TM : teneur maximale fixée pour les denrées alimentaires commercialisées dans le règlement UE 2023/915 abrogeant le règlement (CE) 1881/2006.

LD : limite de détection.

LQ : limite de quantification.

HorRat_r : RSD_r observée/ RSD_r estimée à partir de l'équation de Horwitz modifiée en supposant que $r = 0,66R$.

HorRat_R : RSD_R observée/ RSD_R estimée à partir de l'équation de Horwitz modifiée.

RSD_r : écart type relatif exprimant la répétabilité.

RSD_R : écart type relatif exprimant la reproductibilité ($r = 0,66R$).

* HorRat = « the Horwitz Ratio ».

** Les teneurs maximales fixées dans le règlement UE 2023/915 abrogeant le règlement (CE) 1881/2006.

*** 4 HAP : benzo(a)pyrène, benzo(a)anthracène, benzo(b)fluoranthène et chrysène.

**** Pour des congénères individuels, en particulier pour certains PCDD/F heptachlorés et octachlorés, des taux de récupération inférieurs ou supérieurs sont acceptables, à condition que leur contribution à la valeur TEQ ne dépasse pas 10 % de la valeur TEQ totale (sur la base de la somme des PCDD/PCDF et des PCB de type dioxine). Dans le cas des méthodes de dépistage par CG-SM, les taux de récupération doivent se situer dans une plage comprise entre 30 et 140 %.

6.6 Les limites de quantification à atteindre pour la matrice végétale

L'enquête menée par l'Ineris en 2019 a mis en évidence une hétérogénéité des limites de quantification (LQ) utilisées par les laboratoires pour l'analyse des composés inorganiques et organiques dans la matrice végétale.

En vue d'une harmonisation des limites de quantification à l'échelle nationale, une étude comparative a été réalisée entre les laboratoires et des LQ ont été estimées sur la base de calculs de risques sanitaires réalisés afin de proposer des LQ pour chaque composé pour la matrice végétale.

La définition de la LQ est présentée ci-dessous puis les LQ à atteindre pour la matrice végétale, tenant compte des retours des laboratoires et des calculs de risques sanitaires.

6.6.1 Définition de la limite de quantification

La limite de quantification (LQ) est définie par l'Anses (2015) comme étant la plus faible concentration dans un échantillon qui puisse être quantifiée avec une fidélité et une exactitude acceptable dans des conditions expérimentales indiquées. En confirmation de cette définition, les normes NF T90-210³⁴ et XP X31 131³⁵ (domaine environnemental) définissent la LQ comme la plus petite grandeur d'un analyte à examiner dans un échantillon pouvant être déterminée dans les conditions de fidélité intermédiaire de la méthode avec un niveau d'exactitude défini par un écart maximal acceptable pouvant être fixé au plus à 60 % de la valeur LQ. La norme NF V03-110 (domaine agro-alimentaire) est également applicable. L'annexe 4 précise les modalités de détermination de la LQ, ainsi que les facteurs influents. Il existe également un guide européen³⁶ pour la détermination des performances analytiques pour les méthodes d'analyses des huiles minérales dans les denrées alimentaires dont les limites de quantification. Ce guide est spécifique au MOSH (Hydrocarbures saturés d'huile minérale) et MOAH (Hydrocarbures aromatiques d'huile minérale).

6.6.2 Critères de sélection des limites de quantification pour la matrice végétale

La détermination des limites de quantification dans le cadre du GT végétaux a été effectuée en considérant les étapes et les éléments suivants (sauf indication contraire) :

- ▶ recueil des limites de quantification transmises par les laboratoires volontaires au cours de l'enquête organisée par l'Ineris en 2019 ;
- ▶ recueil des bordereaux d'analyse des végétaux obtenus dans le cadre de prestations menées par l'Ineris ;
- ▶ mise en perspective des LQ avec l'étude EAT-2 et EAT-Infantile conduites par l'Anses ;
- ▶ proposition de LQ estimée à l'aide de la grille IEM sur la base d'un scénario de consommation des végétaux par des enfants et par des adultes avec respect des bornes de la démarche Interprétation de l'état des milieux, dans le cadre d'une consommation compatible avec la qualité des végétaux potagers, en considérant les hypothèses suivantes (les hypothèses retenues sont détaillées en annexe 5) :
 - scénario considérant enfants (15 kg), adultes (70 kg) avec une durée d'exposition de 30 ans – grille IEM « végétaux » (grille V0, décembre 2017) ;
 - part de l'exposition attribuable à la consommation de végétaux : 100 % ;
 - choix de la catégorie de végétaux la plus importante dans le bol alimentaire ;
 - sélection des Valeurs toxicologiques de référence (VTR), selon la note d'information DGS/EA1/DGPR/2014/307 du 31 octobre 2014 (sélection datant de 2019) ;
 - estimation de la LQ permettant de respecter les bornes IEM (bornes identiques à celles retenues pour la détermination, dans le cadre des travaux du GT Laboratoires, des LQ dans les sols et dans les eaux) ;

³⁴ Qualité de l'eau - protocole d'évaluation initiale des performances d'une méthode dans un laboratoire, 2018.

³⁵ Méthodes d'essais pour la caractérisation environnementale des matrices solides - caractérisation des méthodes d'analyses - guide pour la validation de méthodes d'analyses physico-chimiques sur les matrices sols, sédiments et boues et pour le choix des échantillons d'essai.

³⁶ Guidance on sampling, analysis and data reporting for the monitoring of mineral oil hydrocarbons in food and food contact materials (Brati-nova et Hoekstra, 2017).

- quotient de danger QD < 0,2 et/ou excès de risque individuel ERI < 10⁻⁶ ;
 - sélection de la LQ la plus faible associée au calcul du QD et de l'ERI lorsque la substance présente à la fois des effets à seuil et sans seuil ;
 - respect des valeurs réglementaires en vigueur fixées pour la commercialisation sur le territoire européen de denrées alimentaires destinées à la consommation humaine (teneurs maximales pour les métaux, tels que le plomb, le cadmium et le nickel ; seuils d'intervention pour les composés organiques tels que les PCDD/F et les PCB³⁷).
- pré-sélection des LQ sur la base des LQ atteintes par la plupart des laboratoires avec la contrainte d'une valeur inférieure à celle calculée pour un scénario d'ingestion des végétaux (LQ estimée).

Cette démarche n'a pas été déployée pour déterminer les LQ concernant les PFAS. La proposition des LQ repose sur les recommandations en vigueur quant à la surveillance de ces composés dans les denrées alimentaires (recommandation 2022/1431 du 24 août 2022) et les capacités analytiques actuelles qui font consensus au sein du GT. Les LQ sont définies pour des végétaux à 10 % de matière sèche.

6.6.3 Les limites de quantification retenues pour la matrice végétale

Les limites de quantification retenues pour la matrice végétale sont propres à chaque laboratoire et sont amenées à évoluer à la hausse ou à la baisse en fonction de l'application de textes réglementaires, de l'actualisation des VTR, des avancées technologiques et des pratiques associées à l'évaluation des risques sanitaires. Ces limites reportées en annexe 6 sont les critères de performances visés dans le cadre des évaluations des risques sanitaires et/ou du respect des valeurs réglementaires. Ces LQ sont issues du consensus obtenu à l'issue de la première édition du guide et établies sur les VTR en vigueur à ce moment-là. Il appartient à l'évaluateur des risques sanitaires d'échanger avec le laboratoire d'analyses pour adapter si besoin les LQ à atteindre dans le cadre de son dossier.

Les composés retenus en annexe 6 sont issus des travaux du GT Laboratoires menés sur la matrice sol. Il est possible que les composés recherchés dans le sol soient présents dans la matrice végétale sans qu'à ce stade une vérification des capacités de transfert vers les végétaux ait été systématiquement faite. Ont été supprimés de la liste « sol » : ter-butanol, nitro- et dinitronaphtalène, organo-métalliques (à base de mercure, plomb, étain). Ont été rajoutés à l'annexe 6 : argent, cobalt, étain, tungstène, titane, composés fluorés (PFAS), 12 phtalates, composés bromés (PBDE, HBCD, PBB).

Pour les PCB, les BTEX, les PCDD/F et les PFAS, en l'absence d'étalons spécifiques pour certains composés au sein d'une même famille, l'application d'une valeur identique pour la majorité des composés d'une même famille est proposée, excepté pour quelques composés pour lesquels la LQ est dérivée des calculs de risque.

Les limites de quantification sont exprimées en matière fraîche (MF) en cohérence avec les seuils réglementaires européens relatifs aux denrées alimentaires exprimés en matière fraîche. Il en est de même pour les évaluations des risques sanitaires, pour lesquelles les quantités de végétaux ingérées quotidiennement sont exprimées également en matière fraîche.

6.6.4 Difficultés de quantification rencontrées par les laboratoires

L'établissement des limites de quantification pour la matrice végétale a fait l'objet de nombreux échanges, en raison des difficultés des laboratoires à atteindre certaines limites proposées, estimées sur la base de calculs de risques sanitaires. En effet, certaines limites de quantification sont faibles et ne sont atteintes par aucun des laboratoires comme l'arsenic inorganique et le chrome hexavalent.

Ces limites ont été calculées en formulant des hypothèses protectrices sur le plan sanitaire. Ainsi, par exemple, l'autarcie à hauteur de 100 % et une exposition sur vie entière ont été retenues. De même, le calcul a été réalisé en considérant les bornes basses des études IEM conduisant à la compatibilité de la consommation, à savoir 0,2 pour le quotient de danger (QD) et 10⁻⁶ pour l'excès de risque individuel (ERI).

³⁷ Règlement européen n°2011/516/UE relatif à la réduction de la présence de dioxines, de furannes et de PCB dans les denrées alimentaires recommandée.

Ainsi, une adaptation des LQ par l'opérateur ou l'évaluateur des risques sanitaires pourra être effectuée pour l'arsenic inorganique et le chrome hexavalent au cas par cas, tenant compte des hypothèses spécifiques à l'étude environnementale et aux données disponibles.

La réglementation européenne étant en constante évolution, une évolution des performances des méthodes d'analyses des métaux et des composés organiques est attendue dans un futur proche.

Les substances ou familles chimiques concernées sont détaillées ci-après.

Les limites de quantification sont exprimées en matière fraîche (MF) et non en matière sèche (MS).

Arsenic inorganique

Sur la base des connaissances actuelles, l'As inorganique, somme de l'arsenic trivalent As (III) et de l'arsenic pentavalent As (V), est la forme majoritaire dans les végétaux.

La LQ, proposée par le GT à **5.10⁻⁴ mg/kg MF** sur la base des calculs de risques sanitaires, concerne en conséquence l'arsenic inorganique. Cette limite de quantification n'est atteinte par aucun laboratoire. La revue des valeurs, en lien avec la surveillance des denrées alimentaires sur le territoire national et compilées par l'Anses sur la période 2010-2021, met en évidence des limites de quantification globalement comprises entre 0,01 et 0,7 mg/kg pour l'arsenic total et l'arsenic inorganique. Des LOQ de 0,005 et 0,006 mg/kg sont ponctuellement reportées.

Au sein du groupe de travail, la majorité des laboratoires réalise, à ce jour, l'analyse de l'arsenic total et n'atteint pas les faibles limites de quantification proposées qui nécessiteraient le recours à des appareils analytiques performants tels qu'un couplage ICP-MS/MS triple quad. L'étude technique³⁸, réalisée par l'Ineris en 2024, indique la nécessité d'avoir recours à ce type d'appareil pour atteindre la LQ proposée par le GT de 5.10⁻⁴ mg/kg MF. L'ICP-MS/MS permet de baisser la limite de quantification analytique d'un facteur 10 par rapport à l'ICP-MS simple quad. Pour une prise d'essai de 1 gramme, la LQ calculée est alors de l'ordre de 2.10⁻⁴ mg/kg MF.

Deux laboratoires ont la capacité analytique de mesurer l'arsenic inorganique avec une LQ de **5.10⁻³ mg/kg MF**, supérieure à celle proposée mais inférieure à celles obtenues par l'ensemble des autres laboratoires (entre 1.10⁻² et 10⁻¹ mg/kg⁻¹ MF). L'analyse de l'arsenic inorganique pourra évoluer en fonction des demandes des clients et en fonction de l'évolution de la réglementation.

Par ailleurs, le règlement européen 2015/1006³⁹ fixe la teneur maximale de l'arsenic inorganique dans le riz usiné (riz blanc) à 0,20 mg/kg MF. Cette valeur n'est pas une valeur seuil pour les végétaux traités dans le cadre de ce GT mais elle est donnée à titre informatif.

Chrome hexavalent

Peu de données existent sur la spéciation du chrome dans les végétaux. La considération de la forme hexavalente dans les calculs de risque sanitaire conduit à une LQ de **2.10⁻³ mg/kg MF**, qui n'est actuellement atteinte par aucun laboratoire. Cette situation est amenée à évoluer en fonction des demandes clients et des capacités analytiques des laboratoires pour analyser le chrome hexavalent.

Dioxines/furanes

Les LQ individuelles estimées sur la base des calculs des risques sanitaires n'ont pas été retenues en raison des valeurs très faibles obtenues pour chacun des congénères (entre 0,001 et 0,01 ng/kg MF avec une somme à 0,03 ng/kg OMS-TEQ pour les 17 congénères), avec un nombre restreint de laboratoires pouvant atteindre ces limites.

Le GT a retenu le niveau d'intervention actuel de 0,3 ng/kg OMS-TEQ fixé par la réglementation européenne pour les denrées alimentaires (recommandation de la commission du 3 décembre 2013⁴⁰), en tenant compte d'une part du facteur d'1/5^e pour déterminer les LQ (facteur appliqué dans le règlement UE 2017/771 pour les teneurs maximales pour les aliments et denrées alimentaires) et, d'autre part, des facteurs d'équivalence toxique différents selon les congénères. Sur la base du niveau d'intervention, les LQ individuellement estimées et harmonisées sont comprises entre 0,004 et 0,04 ng/kg MF.

³⁸ Étude technique Ineris : LQ atteinte sur ICP-MS/MS Agilent triple quad 8900 de 2022 et inférieure à 0,5 ng/g MF en augmentant la prise d'essai de 100 à 500 mg et en abaissant la gamme d'étalonnage à 25 ng/L au lieu de 250 ng/L.

³⁹ Fixant les teneurs maximales en arsenic inorganique dans les denrées alimentaires.

⁴⁰ Recommandation de la commission du 3 décembre 2013 sur la réduction de la présence de dioxines, de furanes et de PCB dans les aliments pour animaux et les denrées alimentaires.

Le consensus a porté sur une **LQ de 4.10^{-3} ng/kg MF proposée pour la plupart des composés PCDD/PCDF, excepté pour les OCDD et les OCDF pour lesquels une LQ de 4.10^{-2} ng/kg MF est retenue.**

N.B. : les valeurs réglementaires encadrant la production de fourrages destinés aux animaux d'élevage, notamment dans les situations post-accidentelles, ne sont pas considérées ici. Leur prise en compte conduirait, à titre indicatif, à diviser par 2 les LQ proposées ci-dessus (sur la base du seuil maximal de 0,75 ng/kg OMS-TEQ MF⁴¹, fixé pour les fourrages à 12 % d'humidité, qui correspondrait à un seuil de 0,2 ng/kg OMS-TEQ MF pour des végétaux à 75 % d'humidité).

PCB-DL 126 et 169

Les LQ individuelles, estimées sur la base des calculs des risques sanitaires, n'ont pas été retenues en raison des valeurs très faibles obtenues pour chacun des congénères (0,03 ng/kg OMS-TEQ pour les 12 PCB-DL avec une LQ de 0,01 ng/kg pour PCB 126 et PCB 169), avec un nombre restreint de laboratoires pouvant atteindre ces limites.

Comme pour les PCDD/F, le GT a retenu le niveau d'intervention actuel de 0,1 ng/kg OMS-TEQ fixé par la réglementation européenne pour les denrées alimentaires commercialisées sur le marché européen (règlement UE 2013/711). L'établissement de la LQ a tenu compte d'une part du facteur d' $1/5^e$ ⁴² et, d'autre part, des facteurs d'équivalence toxique différents selon les congénères. Les LQ individuellement estimées et harmonisées sont de **10 ng/kg MF pour tous les PCB-DL, excepté pour PCB 126 (LQ de 0,02 ng/kg MF) et PCB 169 (LQ de 0,1 ng/kg MF).**

N.B. : pour les fourrages, le seuil maximal de 1,25 ng/kg OMS-TEQ MF est fixé pour la somme PCB-DL+PCC-D/F pour les fourrages à 12 % d'humidité (équivalent à 0,1 ng/kg OMS-TEQ MF pour les PCB-DL à 75 % d'humidité, soit la valeur identique à celle du niveau d'intervention). Sur la base du seuil associé au fourrage et du facteur de $1/5^e$, les LQ individuellement estimées pour les fourrages seraient identiques à celles proposées sur la base du niveau d'intervention pour les fruits et légumes.

BTEX et chlorobenzènes

Peu de laboratoires déterminent les BTEX dans la matrice végétale et la LQ retenue à **0,01 mg/kg MF** est atteinte par la majorité des laboratoires. Cette valeur correspond à la LQ estimée sur la base des calculs de risques sanitaires pour le benzène. Dans une volonté d'harmoniser les pratiques pour chacune des substances, il a été convenu d'appliquer cette LQ aux autres composés aromatiques (chlorobenzènes, nitrotoluènes, nitrobenzène) pour lesquels les laboratoires volontaires réalisent ces analyses sur le biote mais pas sur la matrice végétale. Une exception est faite pour les **dinitrotoluènes**, pour lesquels la **LQ retenue de 0,001 mg/kg MF** est basée sur les calculs de risque sanitaires. Pour cette famille chimique large, les LQ sont amenées à évoluer en fonction des demandes qui seront faites par les commanditaires et du retour d'expérience des laboratoires.

COV chlorés

De même, peu de laboratoires déterminent ces substances dans la matrice végétale. Dans une volonté d'harmoniser les pratiques pour chacune des substances, il a été convenu d'appliquer la LQ de **0,01 mg/kg MF**, estimée sur la base des calculs de risques sanitaires pour le tétrachlorométhane et le 1,2-dichloroéthane aux autres composés organiques volatils pour lesquels les laboratoires volontaires réalisent ces analyses sur le biote mais pas sur la matrice végétale. Une exception est faite pour le **chlorure de vinyle** pour lequel la LQ retenue de **0,001 mg/kg MF** est basée sur les calculs de risque sanitaires.

Pour cette famille chimique large, les LQ sont amenées à évoluer en fonction des demandes qui seront faites par les préleveurs et du retour d'expérience des laboratoires.

⁴¹ Recommandation de la commission du 3 décembre 2013 sur la réduction de la présence de dioxines, de furanes et de PCB dans les aliments pour animaux et les denrées alimentaires.

⁴² Facteur appliqué dans le règlement UE 2017/771 du 3 mai 2017 portant modification du règlement CE n°152/2009 en ce qui concerne les méthodes de détermination des teneurs en PCDD/F et en PCB - aliments pour animaux (paragraphe 5.5.2).

Nickel

Pour la seconde édition du guide, à la suite de la publication du règlement européen relatif à la teneur maximale en nickel dans les denrées alimentaires, la LQ du nickel est conservée avec la valeur de **0,05 mg/kg MF (valeur obtenue par calcul de risque)**.

PFAS

Pour la seconde édition du guide, la liste des PFAS a été élargie aux 22 composés à surveiller dans les denrées sur la période 2022-2025 (recommandation 2022/1431 du 24 août 2022). Il s'agit principalement des acides carboniques perfluorés (PFCA) et des acides sulfoniques perfluorés (PFSA), ayant une longueur de chaîne de 4 à 13 atomes de carbone. Les LQ à atteindre dans les fruits, les légumes, les racines et les tubercules amyliacés sont imposées pour 4 composés uniquement : **0,002 µg/kg MF pour le PFOS, 0,001 µg/kg MF pour le PFOA, 0,001 µg/kg MF pour le PFNA et 0,004 µg/kg MF pour le PFHxS** (valeur basse de la gamme proposée en annexe 6).

Trois points sont à souligner : 1/ ces limites se révèlent difficilement atteignables pour les végétaux affichant des teneurs en matière sèche élevée (> 10-20 % MS) ; 2/ plusieurs PFAS (dont PFBA, PFPeA...) sont présents dans le process analytique et entraînent leur présence dans les échantillons de blancs ; 3/ un rendement analytique plus faible pour le PFOSA par rapport aux PFCA et PFSA en raison de son caractère plus volatil.

Aussi le GT propose, dans l'attente d'évolutions analytiques pour les laboratoires n'atteignant pas les LQ précitées, d'atteindre *a minima* les valeurs indicatives (valeur haute de la gamme proposée en annexe 6) mentionnées dans la recommandation : **0,01 µg/kg MF pour le PFOS, 0,01 µg/kg MF pour le PFOA, 0,005 µg/kg MF pour le PFNA et 0,015 µg/kg MF pour le PFHxS**.

La précédente LQ proposée dans la première édition était de 0,1 µg/kg MF pour chacun des 15 PFAS, avec un seul laboratoire en capacité d'effectuer l'analyse et d'atteindre cette LQ. Cette valeur ne peut plus être retenue.

Le GT recommande, dans l'attente d'autres recommandations européennes, d'atteindre *a minima* la LQ de **0,05 µg/kg MF** pour les autres PFAS, sur la base des capacités techniques actuelles. Les limites indiquées en annexe sont fixées pour une matrice végétale à 10 % de matière sèche.

6.7 Assurance et contrôle qualité des résultats

Le contrôle analytique sert à garantir que le laboratoire dispose de modes opératoires appropriés pour surveiller la validité des résultats d'essai. Cela inclut l'utilisation régulière de matériaux de référence (MR) ou de matériaux de référence certifiés (MRC), et la participation à des essais d'aptitude (EA) (**NF EN 13804**).

Selon le référentiel LAB GTA 26, pour toute méthode reconnue ayant fait l'objet d'une adaptation et toute méthode développée en interne, le laboratoire doit être à même de présenter à l'appui un dossier de validation conformément aux exigences de la norme NF EN ISO/IEC 17025 et du document LAB REF 08⁴³.

6.7.1 Essais d'aptitude et essais inter-laboratoires

Selon **LAB REF 02**⁴⁴, les laboratoires accrédités doivent participer aux essais d'aptitude appropriés, pour démontrer leur compétence et assurer la validité de leurs résultats, lorsqu'ils sont disponibles. Selon la norme NF ISO 17025, cette surveillance doit être planifiée, revue et doit inclure, sans toutefois s'y limiter, la participation à des essais d'aptitudes ou à des essais inter-laboratoires. Lorsqu'il n'existe pas de programme d'essai d'aptitude dans un domaine spécifique, ou que la périodicité de ce programme est inappropriée, ou lorsque les résultats de ce programme sont inexploitable, il appartient au laboratoire, pour **assurer sa performance, de participer à des comparaisons inter-laboratoires autres que des essais d'aptitude**.

⁴³ LAB REF 08 : expression et évaluation des portées d'accréditation.

⁴⁴ LAB REF 02 : exigences pour l'accréditation des laboratoires selon la norme NF EN ISO/IEC 17025: 2017.

La plupart des comparaisons inter-laboratoires concernant les denrées alimentaires sont organisées par le BIPEA (Bureau interprofessionnel d'études analytiques) et concerne les pesticides. À ce jour, un seul programme BIPEA concerne l'analyse des métaux (As, Cd, Cr, Co, Cu, Sn, Hg, Mo, Ni, Pb, Se, Ti, Al) dans les végétaux (programme CIL32a). Les autres programmes du BIPEA concernent l'analyse des HAP dans des denrées autres que les fruits et légumes et celles des pesticides non pris en compte dans le cadre de ce guide.

Les informations concernant les organisateurs d'essais et leurs offres actualisées peuvent être obtenues auprès des organismes d'accréditation nationaux, sur le site de EPTIS (www.eptis.org) ou auprès d'autres organisations nationales ou internationales.

6.7.2 Assurance qualité et blancs d'analyse

Selon la norme **NF EN 13804**, des blancs « sans échantillon », servant au contrôle de la contamination des acides et des récipients utilisés sont analysés. Ces blancs doivent suivre la procédure d'analyse complète, y compris l'extraction, la dilution et le dosage.

Pour le **règlement européen 644/2017** relatif au prélèvement et à l'analyse des dioxines et des PCB, un essai à blanc est réalisé en suivant tout le procédé d'analyse sans l'échantillon. Des essais à blanc ou des analyses sur des échantillons témoins (si possible, des matériaux de référence certifiés) sont effectués régulièrement dans le cadre des mesures internes de contrôle qualité.

Selon le **LAB GTA 45** relatif à l'analyse des métaux dans les denrées alimentaires, le laboratoire veillera à réaliser un blanc de minéralisation ou d'extraction à chaque série analytique avec un niveau de contamination aussi bas que possible. Il appartient au laboratoire de définir les critères d'acceptabilité du blanc et leurs exploitations pour l'expression des résultats.

Le GT recommande l'analyse d'un blanc de méthode (digestion et extraction) pour toute série analytique.

LE RAPPORT D'ANALYSE

Plusieurs éléments sont à reporter par le laboratoire dans le rapport d'essai ou rapport d'analyse (tableau 6). Les éventuelles observations émises par les laboratoires avant les analyses sont à consigner lors de la demande d'analyses aux laboratoires. L'actualisation du formulaire (**annexe 1**) permet dorénavant aux laboratoires de tracer le respect

des consignes de préparation en le renvoyant au préleveur après l'avoir renseigné.

Les laboratoires ayant déjà un modèle de rapport d'essai prédéfini pourront mentionner dans une annexe complémentaire, les informations demandées dans le tableau 6.

Tableau 6 : éléments devant figurer dans le rapport d'analyse remis par le laboratoire d'analyse.

Rubriques	Éléments devant figurer dans le rapport d'analyse
Références techniques	<ul style="list-style-type: none"> Identifiant du dossier, référence client et référence laboratoire des échantillons, date de prélèvement, date d'analyse, date du rapport. Nature de la matrice.
Consignes de préparation	<ul style="list-style-type: none"> Précision sur le lavage et l'épluchage (application ou non des protocoles standardisés). Report des codes de préparation p1 à p8 appliqués le cas échéant. Description des protocoles de lavage et d'épluchage, si non application des protocoles standards. Report de l'information si l'échantillon reçu n'est pas traité dans sa totalité, dans le cas d'un quantité excessive (réalisation d'un sous-échantillonnage). Constitution d'une réserve sur échantillon brut ou homogénéisé.
Résultats analytiques	<ul style="list-style-type: none"> Mention des concentrations en mf systématique sous réserve que les végétaux soient envoyés frais au laboratoire. La teneur en eau fait l'objet d'une commande complémentaire. Mention des référentiels/normes/employés pour la préparation et l'analyse chimique. A minima sont précisées les informations suivantes : réactifs, techniques de digestion/d'extraction, étapes de purification pour les composés organiques et méthodes analytiques. Expression des sommes de résultats selon la quantification ou non des composés (upper-bound/lower-bound) pour certaines familles chimiques (hap, pcb, pcdd/f, pfas) – voir paragraphe 7.1. Sous-traitance à préciser le cas échéant.
Observations susceptibles d'être consignées	<ul style="list-style-type: none"> État dégradé du végétal avec maintien de l'analyse par le préleveur. Durée excessive entre le prélèvement et la réception au laboratoire, en lien avec l'état du végétal et une éventuelle perte par volatilisation pour les composés volatils. Augmentation des limites de quantification en raison d'une quantité de biomasse envoyée insuffisante. Contenant inadapté par rapport au programme analytique. Interférences analytiques non résolues.
Incertitudes analytiques	<ul style="list-style-type: none"> Transmission systématique pour les substances réglementées. Transmission à la demande du commanditaire pour les substances non réglementées.
Limites de quantification	<ul style="list-style-type: none"> Limites de quantification atteintes indiquées même pour les composés quantifiés.
Format	<ul style="list-style-type: none"> Envoi sous format pdf, transmission du fichier excel des données à la demande.

Selon le laboratoire d'analyses, les termes de « rapport d'essai » ou « bordereau d'analyse » peuvent être aussi employés pour ce document.

7.1 Expression des résultats – upper-bound/ lower-bound

Concernant les composés organiques tels que les PCDD/F et PCB-DL, la considération des facteurs d'équivalence toxiques conduit à trois approches⁴⁵ pour le calcul de la somme OMS-TEQ pour tenir compte des congénères/composés non quantifiés (valeurs < LQ) :

- ▶ estimation **haute** (Upper-bound, UB), pour laquelle la somme OMS-TEQ est calculée sur la base des valeurs quantifiées (valeur = LQ si le congénère/composé n'est pas quantifié) ;
- ▶ estimation **basse** (Lower-bound, LB), pour laquelle la somme OMS-TEQ est calculée sur la base des valeurs quantifiées ou non (valeur = 0 si le congénère/composé n'est pas quantifié) ;
- ▶ estimation **intermédiaire** (Medium-bound, MB), pour laquelle la somme OMS-TEQ est calculée sur la base des valeurs quantifiées ou non (valeur = LQ/2 si le congénère/composé n'est pas quantifié).

Les facteurs d'équivalence toxiques pour les PCDD/F et les PCB-DL sont insérés en annexe 7. Les mêmes approches peuvent être déroulées pour la famille des HAP, pour les effets sans seuil, lorsque les facteurs d'équivalence toxique par rapport au benzo(a)pyrène sont appliqués par l'évaluation des risques sanitaires.

Concernant les composés organiques tels que les PFAS, le nombre de composés à analyser n'est pas fixé et peut être amené à évoluer. Ainsi, la somme des concentrations brutes repose sur deux approches afin de considérer ou non les composés non quantifiés (valeurs < LQ) :

- ▶ estimation **haute** (Upper-bound, UB), pour laquelle la somme des composés PFAS est calculée sur la base des valeurs quantifiées et des valeurs = LQ pour les composés non quantifiés ;
- ▶ estimation **basse** (Lower-bound, LB), pour laquelle la somme des composés PFAS est calculée sur la base uniquement des valeurs quantifiées (valeurs = 0 pour les composés non quantifiés).

Pour les PFAS, il convient également de mentionner les résultats suivants dans le rapport d'analyse :

- le PFOS total (somme des formes linéaires et ramifiées) a minima du fait de la disponibilité d'étalons pour les 2 formes. C'est également le cas pour PFOA, PFHxS, PFNA. La quantification des formes ramifiées s'appuie sur l'annexe EURL for halogenated POPs in feed and food (2024) : guidance document on analytical parameters for the determination of per- and polyfluoroalkyl substances (PFAS) in food and feed', version 2.0 du 10 septembre 2024 ;
- la somme des 4 composés : PFOS, PFOA, PFHxS, PFNA (estimation basse, lower-bound LB).

L'expression des résultats est susceptible d'évoluer rapidement après la publication de ce guide, il conviendra aux laboratoires de se conformer aux exigences les plus récentes.

Il est primordial que les concentrations individuelles de chaque congénère/composé apparaissent dans le rapport d'analyse, ainsi que les approches décrites ci-dessus (a minima UB et LB) pour fournir un maximum d'informations utiles à l'interprétation.

À titre informatif, pour les denrées alimentaires réglementées, le règlement européen 644/2017 précise que l'écart entre l'estimation haute et l'estimation basse ne peut dépasser 20 % pour la confirmation du dépassement des teneurs maximales ou, en cas de besoin, des seuils d'intervention.

7.2 Incertitudes analytiques

Pour la détermination de l'incertitude relative à la matrice végétale, une synthèse des démarches de détermination de l'incertitude dans les autres matrices et dans les denrées alimentaires quand cela existe est proposée ci-après.

Selon la norme **ISO/CEI 17025**, l'incertitude de mesure doit obligatoirement être évaluée par le laboratoire pour chaque essai de sa portée d'accréditation.

Les normes pour la caractérisation des méthodes d'analyse pur les matrices environnementales (**NF T 90-210**⁴⁶ pour la matrice eau et **XP X31-131** pour la matrice solide) préconisent de déterminer

⁴⁵ Règlement (UE) 2017/644 de la Commission du 5 avril 2017 portant fixation des méthodes de prélèvement et d'analyse d'échantillons à utiliser pour le contrôle des teneurs en dioxines, en PCB de type dioxine et en PCB autres que ceux de type dioxine de certaines denrées alimentaires et abrogeant le règlement (UE) n° 589/2014 (annexe I).

⁴⁶ Qualité de l'eau - protocole d'évaluation initiale des performances d'une méthode dans un laboratoire.

les incertitudes selon la norme **NF ISO 11 352**⁴⁷. Il en est de même pour la norme **NF V03-110**⁴⁸ relative à la caractérisation de la méthode d'analyse dans la matrice alimentaire.

En octobre 2020, la norme **XP X31-131** pour la validation des méthodes dans les matrices environnementales a été publiée. Cette norme spécifique au sol, sédiment et boue oriente l'estimation de l'incertitude également selon la norme NF ISO 11352.

La norme **NF ISO 11352** propose une démarche prenant en compte :

- ▶ l'incertitude type due à la reproductibilité intra-laboratoire de la méthode ;
- ▶ l'incertitude type due au biais de la méthode et du laboratoire.

Selon cette norme, l'utilisateur doit avoir pris en compte les sources d'incertitudes identifiables selon la méthode des 5M (matériel, méthode, main-d'œuvre, milieu et matériau) permettant d'obtenir la reproductibilité intra-laboratoire et le biais.

Selon le guide SANTE/12682/2019⁴⁹ relatif aux pesticides dans les denrées alimentaires, les laboratoires doivent disposer de suffisamment de données de répétabilité/reproductibilité provenant de la validation/vérification de la méthode, d'études inter-laboratoires et d'essais internes de contrôle de la qualité, pour estimer l'incertitude. L'incertitude doit tenir compte de plusieurs facteurs, par exemple de l'hétérogénéité de l'échantillon du laboratoire, dans lequel la prise d'essai a été effectuée, la préparation de l'échantillon, le traitement de l'échantillon, l'efficacité de l'extraction. Il serait nécessaire de définir l'incertitude sur des gammes de concentrations habituellement utilisées par les laboratoires.

Selon le référentiel LAB GTA 45⁵⁰ relatif à l'analyse des métaux et des minéraux dans les denrées alimentaires, l'incertitude de mesure est obligatoirement évaluée par le laboratoire pour chaque essai de sa portée d'accréditation. L'incertitude peut être reportée sur le rapport d'essai sous la forme $y \pm U$ (U = incertitude

élargie avec un facteur d'élargissement $k = 2$ et un niveau de confiance de 95 %) conformément aux dispositions établies dans le **LAB REF 02**.

Selon le règlement UE 333/2007 modifié⁵¹, les méthodes utilisées, pour le contrôle des teneurs en plomb, en cadmium, en mercure, en étain inorganique, en nickel et en benzo(a)pyrène dans les denrées alimentaires, doivent produire des résultats présentant une incertitude-type composée (u) inférieure à l'incertitude de mesure standard maximale, calculée au moyen de la formule suivante :

$$U_f = \sqrt{\left(\frac{LOD}{2}\right)^2 + (\alpha C)^2}$$

U_f : incertitude de mesure standard maximale (µg/kg) ;

LOD : limite de détection de la méthode (µg/kg) ;

C : concentration présentant un intérêt (µg/kg) ;

α : facteur numérique dépendant de la valeur de C.

Les valeurs à utiliser sont données dans le tableau 7.

Tableau 7 : valeurs numériques en fonction des concentrations pour le calcul des incertitudes (règlement UE 333/2007 modifié).

Concentration (µg/kg)	Constante α
≤ 50	0,2
51 - 500	0,18
501 - 1000	0,15
1001 - 10 000	0,12
> 10 000	0,1

Selon le règlement européen 644/2017⁵² relatif aux méthodes d'analyses pour le contrôle des teneurs en dioxines et en PCB dans les denrées alimentaires, l'incertitude de mesure élargie est calculée également au moyen d'un facteur d'élargissement ($k = 2$) qui donne un niveau de confiance de 95 %.

⁴⁷ Qualité de l'eau - estimation de l'incertitude de mesure basée sur des données de validation et de contrôle qualité.

⁴⁸ Norme NF V03-110 - Analyse des produits agricoles et alimentaires - Protocole de caractérisation des performances d'une méthode d'analyse quantitative en vue de sa validation par construction du profil d'exactitude.

⁴⁹ Analytical quality control and method validation procedures for pesticide residues analysis in food and feed supersedes.

⁵⁰ Guide technique d'accréditation - analyses d'éléments traces métalliques et minéraux et leurs espèces chimiques dans les denrées alimentaires destinées à l'homme ou aux animaux.

⁵¹ Règlement (CE) 333/2007 de la commission du 28 mars 2007 portant fixation des modes de prélèvement d'échantillons et des méthodes d'analyse pour le contrôle des teneurs en éléments traces et en contaminants issus de procédés de transformation dans les denrées alimentaires.

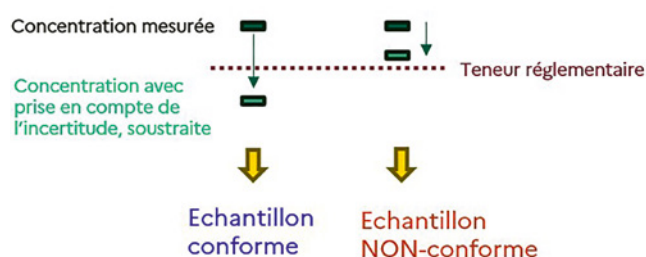
⁵² Règlement (UE) 2017/644 de la commission du 5 avril 2017 portant fixation des méthodes de prélèvement et d'analyse d'échantillons à utiliser pour le contrôle des teneurs en dioxines, en PCB de type dioxine et en PCB autres que ceux de type dioxine de certaines denrées alimentaires et abrogeant le règlement (UE) n° 589/2014.

Selon ce règlement, l'incertitude de mesure élargie doit également être inscrite dans le rapport, car ce paramètre doit être pris en compte lorsqu'il s'agit de déterminer la conformité d'un échantillon.

Sur le territoire national, le GT qui s'appuie sur la **norme NF ISO 11352** informe que les incertitudes analytiques sont de l'ordre de **20-25 % pour les composés inorganiques et 30-40 % pour les composés organiques**.

Dans le cadre des contrôles des denrées alimentaires **commercialisées** disposant de valeurs réglementaires européennes, l'incertitude élargie est prise en compte pour déterminer la conformité ou non des lots/échantillons surveillés, tel qu'illustré en figure 3 et rappelé dans les règlements traitant des méthodes de prélèvement et d'analyse pour le contrôle des denrées alimentaires 2022/1428 (PFAS), 2017/644 (PCDD/F) et 2007/333 (métaux et hydrocarbures aromatiques polycycliques). La concentration mesurée, à laquelle l'incertitude analytique élargie est retranchée, est comparée à la teneur réglementaire. L'échantillon/lot est jugé alors « conforme ou non ».

Figure 3 : prise en compte de l'incertitude analytique élargie dans la conformité des denrées alimentaires.



Pour le dépassement des seuils d'intervention (PCDD/F) ou des valeurs indicatives (PFAS), il n'est fait aucune mention dans les règlements européens quant à la règle à appliquer dans la prise en compte ou non de l'incertitude analytique élargie.

Il est rappelé que ce retranchement ne concerne pas les évaluations quantitatives des risques sanitaires, les calculs se basent sur les **concentrations déterminées** par les laboratoires, sans retranchement de l'incertitude analytique.

Le GT préconise la détermination de l'incertitude selon la norme NF ISO 11352 comme précisée par la norme XP X31-131⁵³ de validation de méthodes pour les matrices solides environnementales. L'incertitude prendra en compte l'hétérogénéité de l'échantillon, la préparation de l'échantillon, le traitement de l'échantillon, l'efficacité de la digestion ou l'extraction, la méthode d'analyse. L'incertitude devra être définie sur des gammes de concentrations représentatives de celles déterminées par le laboratoire dans les échantillons. L'incertitude peut être reportée sur le rapport d'essai sous la forme $y \pm U$ (U = incertitude élargie avec un facteur d'élargissement $k = 2$) conformément aux dispositions établies dans le référentiel LAB REF 02⁵⁴.

Pour les substances réglementées, l'incertitude sera communiquée systématiquement par le laboratoire au commanditaire. Cette incertitude pourra être prise en compte pour la déclaration de la conformité de l'échantillon.

⁵³ Méthodes d'essais pour la caractérisation environnementale des matrices solides - caractérisation des méthodes d'analyses - guide pour la validation de méthodes d'analyses physico-chimiques sur les matrices sols, sédiments et boues et pour le choix des échantillons d'essai.

⁵⁴ Exigences pour l'accréditation des laboratoires selon la norme NF EN ISO/IEC 17025, 2017.

8 POINTS D'ATTENTION SUR L'ANALYSE DE CERTAINES FAMILLES CHIMIQUES ET SUR LEUR INTERPRÉTATION

La présence naturelle de certains composés organiques ou inorganiques dans les fruits et légumes conduit à prendre des précautions dans la stratégie d'échantillonnage. C'est le cas par exemple :

- ▶ des hydrocarbures totaux classiquement mesurés dans les sols et, dans une moindre mesure, dans les végétaux dont certains contiennent naturellement des alcanes à longue chaîne carbonée en raison de la présence de cires ;
- ▶ de l'acide cyanhydrique pour certains végétaux, en raison de la présence de glycosides cyanogéniques ;
- ▶ de composés organiques volatils tels que des aldéhydes, alcènes, alcools produits naturellement par certains végétaux.

De même, les mécanismes de volatilisation, de métabolisation de certains composés organiques dans les végétaux restent méconnus. Ainsi, pour les phtalates, ce sont les composés de di-esters qui sont analysés dans les sols. Il se pose la question d'une éventuelle désestérification des composés au sein des végétaux.

Ce chapitre propose des recommandations pour quatre familles chimiques (HCN, HCT, phtalates et composés volatils), sur la base d'une revue bibliographique succincte et non exhaustive d'articles scientifiques et de projets de recherche nationaux pour apporter des éléments de réponse et des recommandations (se reporter à l'annexe 8).

Ce chapitre pourra être complété avec d'autres familles chimiques lors d'actualisations ultérieures du présent guide.

Comme abordé dans le chapitre 5.7, la cuisson des végétaux n'est pas prise en compte dans les évaluations de risques sanitaires et n'est pas proposée en tant que préparation par les laboratoires. Or il est pressenti que, pour certains composés organiques notamment, les modes de cuisson (vapeur, avec matière grasse, friture) peuvent influencer sur les

concentrations mesurées dans les végétaux cuits par rapport à ceux crus.

8.1 Acide cyanhydrique – HCN (version actualisée en 2022)

Le GT recommande d'analyser l'HCN sur les végétaux potentiellement exposés mais aussi sur ceux prélevés en zone témoin⁵⁵, afin de s'affranchir autant que possible des cyanures naturellement présents sous la forme de glycosides cyanogéniques dans les végétaux de la famille des brassicacées, par exemple (choux, radis,). En effet, sur la base d'une simple analyse chimique, il ne sera pas possible d'attribuer la part provenant du sol ou de retombées atmosphériques par rapport à celle produite naturellement.

Il est également essentiel de préparer les fruits et légumes tels que consommés pour l'évaluation quantitative des risques sanitaires et d'assurer une préparation identique des échantillons, puisque l'épluchage, mais aussi le temps de cuisson permettent de réduire les concentrations en HCN. Des analyses sur des végétaux bruts pourraient conduire à une surestimation des concentrations en HCN (voir annexe 8).

8.2 Hydrocarbures totaux – HCT (version actualisée en 2024)

Le GT recommande d'analyser les concentrations en HCT (indice hydrocarbure) dans les sols et dans les végétaux mais aussi d'approfondir les mesures en assurant que les fractions analysées dans les sols (classiquement C10 à C40) et dans les végétaux (C10 à C56) soient identiques jusqu'au C40. En effet, les végétaux présenteraient des hydrocarbures biogéniques de type longue chaîne carbonée. Le niveau de concentrations dans les parties végétales consommées semble dépendre des niveaux dans les sols et également de l'espèce végétale.

⁵⁵ Caractérisation de l'état des milieux sols, eaux et végétaux dans l'environnement des installations industrielles. Utilisation de l'environnement local témoin. Rapport Ineris-DRC-15-151883-01265B.

Pour l'analyse des HCT, il convient ainsi de prendre en compte les phénomènes se déroulant dans les sols mais aussi dans les plantes, peu étudiés dans la littérature pour la matrice végétale : volatilisation, biodégradation par les micro-organismes du sol, métabolisation...

La détermination des fractions aromatiques/aliphatiques demeure pertinente pour l'évaluation des risques sanitaires. Toutefois, l'absence de retour d'expérience conduit à rester prudent dans l'interprétation des concentrations obtenues à l'issue des analyses chimiques.

Il est également recommandé d'analyser les HCT sur les végétaux potentiellement exposés mais aussi sur ceux prélevés en zone témoin, afin de s'affranchir autant que possible des hydrocarbures (notamment les alcanes) naturellement présents dans certains végétaux. En effet, sur la base d'une simple analyse chimique, il ne sera pas possible d'attribuer la part provenant du sol ou de retombées atmosphériques par rapport à celle produite naturellement.

Enfin, il est essentiel de préparer les fruits et légumes tels que consommés pour l'évaluation quantitative des risques sanitaires et d'assurer une préparation identique des échantillons (zone impactée/zone témoin), puisqu'il est pressenti que l'épluchage peut modifier les concentrations en HCT.

8.3 Phtalates (version actualisée en 2022)

Certaines précautions sont à mettre en œuvre lors du prélèvement d'échantillons de végétaux en vue de l'analyse de diesters de phtalate :

- ▶ les produits cosmétiques (crème, vernis, parfum) peuvent être une source de contamination en phtalates lors de la manipulation des végétaux (en théorie principalement le DEP, seul phtalate autorisé depuis 2003 en Europe dans la formulation des cosmétiques) ;
- ▶ certains gants vinyle (PVC) peuvent contenir des phtalates. Il convient ainsi d'utiliser de préférence des gants nitrile ou latex adaptés au contact alimentaire.

Pour les huiles végétales, il est recommandé de ne pas utiliser de flacons en plastique en polychlorure de vinyle (PVC) ou en polyéthylène haute densité

(PEHD) en raison des risques de migration pour les premiers et d'adsorption pour les deuxièmes.

Le GT recommande d'analyser les concentrations en phtalates (diesters) dans les végétaux. Quelques travaux mentionnent des mécanismes chimiques comme la désestérification qui conduit à la production de phtalates mono-esters. En absence de données robustes concernant les végétaux destinés à la consommation humaine, il convient de ne pas occulter ce mécanisme de métabolisation dans les diagnostics à fort enjeu pour cette famille chimique.

Enfin, il est essentiel de préparer les fruits et légumes tels que consommés pour l'évaluation quantitative des risques sanitaires et d'assurer une préparation identique des échantillons (zone impactée/zone témoin).

8.4 Composés organiques volatils (version actualisée en 2024)

La présence naturelle de certains composés organiques volatils dans les végétaux (production biogénique d'aldéhydes, alcènes, alcools...), la métabolisation des BTEX, la forte volatilité de ces composés (BTEX, COHV) et vraisemblablement la présence ubiquitaire de BTEX dans les végétaux conduisent à une certaine vigilance lors de leur recherche dans la matrice végétale, en lien avec une source de pollution atmosphérique et/ou terrestre.

Les concentrations mesurées sont faibles (de l'ordre du µg/kg) d'après le peu d'études disponibles, menées dans des contextes très variés, et ne concernant pas toujours des transferts sols-plantes.

Le GT recommande d'analyser les concentrations en COV (BTEX, COHV) dans les végétaux, dès lors que des enjeux sensibles sont identifiés avec de fortes teneurs dans les sols (ordre du mg/kg). Le retour d'expérience n'est pas suffisamment étoffé à ce jour pour systématiser la recherche des COV dans un contexte de sol pollué.

Enfin, il est essentiel de préparer les fruits et légumes tels que consommés pour l'évaluation quantitative des risques sanitaires et d'assurer une préparation identique des échantillons (zone impactée/zone témoin).

9 ANNEXES

Annexe	Intitulé
Annexe 1	Formulaire de consignes de préparation complété par le préleveur et transmis au laboratoire d'analyse (V2).
Annexe 2	Normes d'extraction et d'analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés inorganiques - V2).
Annexe 3	Normes de digestion et d'analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés organiques - V2).
Annexe 4	Limite de quantification : détermination et facteurs influents.
Annexe 5	Hypothèses retenues pour élaborer les limites de quantification sur la base de calculs de risques sanitaires en lien avec une exposition par ingestion de fruits et légumes.
Annexe 6	Limites de quantification à atteindre pour la matrice végétale (V2).
Annexe 7	PCDD/F et PCB-DL – facteurs d'équivalence toxiques.
Annexe 8	Synthèse bibliographique relative aux points d'attention sur l'analyse de certaines familles chimiques et sur leur interprétation - Acide cyanhydrique (HCN), Hydrocarbures totaux (HCT), Phtalates, Composés Organiques Volatils (COV).

V2 : signifie que des modifications majeures ont été apportées par rapport à la première édition de 2022.

[illegible]

Annexe 2 : Normes d'extraction et d'analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés inorganiques) - V2 (1/4)

Les normes sont proposées **à titre d'exemple**, elles sont spécifiques aux aliments pour animaux, produits alimentaires, sol, déchets, boues ou eau. L'inexistence de normes spécifiques pour la matrice végétale conduit à recenser les normes susceptibles d'être utilisées suite à leur adaptation à la matrice végétale, en vue d'une homogénéisation des pratiques des laboratoires d'analyses à l'échelle nationale (se reporter aux chapitres 6.2 et 6.4).

Composé	Réactifs	Techniques de digestion	Techniques analytiques	Exemple de normes (date ; matrice)	Intitulé des normes
Antimoine Argent	HNO ₃	Micro-ondes (NF EN 16173)	Spectrométrie d'émission optique avec plasma à couplage inductif (ICP-OES)	NF EN ISO 22036 (2024)	Matrices solides environnementales - Dosage d'éléments par spectroscopie d'émission optique avec plasma induit par haute fréquence (ICP-OES)
	HNO ₃ + HCl	Micro-ondes (NF EN 13657)		Matrices solides (sols, biodéchets, déchets, boues, sédiments)	
Arsenic	HNO ₃ + H ₂ O ₂ HNO ₃	Sous pression Micro-ondes pressurisé Autoclave à micro-ondes	Spectrométrie d'absorption atomique par génération d'hydrures (SAAGH)	NF EN 16206 (2012) Aliments pour animaux	Dosage de l'arsenic par spectrométrie d'absorption atomique par génération d'hydrures (SAAGH) après digestion sous pression par micro-ondes
			Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 15763 (2010) Produits alimentaires	Dosage des éléments traces - Dosage de l'arsenic, du cadmium, du mercure et du plomb par spectrométrie d'émission avec plasma induit par haute fréquence et spectromètre de masse (ICP-MS) après digestion sous pression
				NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments - Aliments des animaux : méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments

Arsenic	$\text{HNO}_3 + \text{HCl}$	Plaque chauffante Bloc Chauffant	SAA ou ICP-AES avec génération d'hydrures	NF EN ISO 11212 -1 (1997) Produits alimentaires	Détermination de la teneur en arsenic dans les amidons, féculés, produits dérivés et sous-produits d'amidonnerie par spectrométrie d'absorption atomique avec génération d'hydrures
Arsenic inorganique (As III et As V)	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$	Bain d'eau chauffé ou bain à sec chauffé	Chromatographie en Phase liquide à haute performance (CLHP) couplée à l' ICP-MS	NF EN 16802 (2016) Produits alimentaires	Détermination des éléments et de leurs espèces chimiques Détermination de la teneur en arsenic inorganique dans les produits alimentaires d'origines marine et végétale, par CLHP avec échange d'anions et spectrométrie de masse à plasma induit par haute fréquence (ICP-SM)
Cadmium	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$ HNO_3	Sous pression Micro-ondes pressurisé Autoclave av micro-ondes Four micro-ondes	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS) Spectrométrie d'absorption atomique (SAA) en flamme ou en four graphite	NF EN 15763 (2010) Produits alimentaires	Dosage de l'arsenic, du cadmium, du mercure et du plomb par spectrométrie d'émission avec plasma induit par haute fréquence et spectromètre de masse (ICP-MS) après digestion sous pression
				NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
				NF EN 14084 (2003) Produits alimentaires	Dosage des éléments traces - Détermination du plomb, du cadmium, du zinc, du cuivre et du fer par spectrométrie d'absorption atomique (AAS) après digestion par micro-ondes
Chrome hexavalent	1,5 diphényl/carbaside	-	Spectrométrie d'absorption moléculaire	NF-T-90-043 (1988) Qualité de l'eau	Dosage du chrome (VI) - Méthode par spectrométrie d'absorption moléculaire
	Solution alcaline	Plaque chauffante Bloc Chauffant	Chromatographie ionique avec détection spectrophotométrique	NF ISO 15192 Déchets	Dosage du chrome (VI) dans les matériaux solides par digestion alcaline et chromatographie ionique avec détection spectrophotométrique

Annexe 2 : Normes d'extraction et d'analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés inorganiques) - V2 (2/4)

Composé	Réactifs	Techniques de digestion	Techniques analytiques	Exemple de normes (date ; matrice)	Intitulé des normes
Chrome total	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$ HNO_3	Sous (haute) pression Micro-ondes pressurisé Autoclave av micro-ondes	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 15763 (2010) Produits alimentaires	Dosage des éléments traces - Dosage de l'arsenic, du cadmium, du mercure et du plomb par spectrométrie d'émission avec plasma induit par haute fréquence et spectromètre de masse (ICP-MS) après digestion sous pression
				NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments - Aliments des animaux : méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
Cobalt	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$ HNO_3	Sous (haute) pression Micro-ondes	Spectrométrie d'émission atomique avec plasma à couplage inductif (ICP-AES) Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 15621 (2017) Aliments pour animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse, dosage du calcium, du sodium, du phosphore, du magnésium, du potassium, du soufre, du fer, du zinc, du cuivre, du manganèse et du cobalt après digestion sous pression par ICP-AES
				NF EN 17053 (2018) Aliments pour animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments

Cuivre	HNO ₃ + H ₂ O ₂ HNO ₃	Sous (haute) pression Micro-ondes	Spectrométrie d'émission atomique avec plasma à couplage inductif (ICP-AES) Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 15621 (2017) Aliments pour animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse, dosage du calcium, du sodium, du phosphore, du magnésium, du potassium, du soufre, du fer, du zinc, du cuivre, du manganèse et du cobalt après digestion sous pression par ICP-AES
				NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
Cyanures totaux et libres	NaOH	-	En flux continu (CFA) Injection de flux (FIA)	NF EN ISO 14403 (2012) Qualité de l'eau	Dosage des cyanures totaux et des cyanures libres par analyse en flux continu (FIA et CFA) - Partie 1 : méthode par analyse avec injection de flux (FIA) - Qualité de l'eau Dosage des cyanures totaux et des cyanures libres par analyse en flux (FIA et CFA) - Partie 2 : méthode par analyse en flux continu (CFA)
Etain	HNO ₃ + H ₂ O ₂	Sous pression	Spectrométrie d'absorption atomique à flamme (SAAF) Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NE EN 15764 (2010) Produits alimentaires	Dosage de l'étain par spectrométrie d'absorption atomique flamme (SAAF) et spectrométrie atomique à four graphite (SAAFG) après digestion sous pression
				NE EN 15765 (2010) Produits alimentaires	Dosage des éléments traces - Dosage de l'étain par spectrométrie de masse à plasma induit par haute fréquence (ICP-MS) après digestion sous pression

Annexe 2 : Normes d'extraction et d'analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés inorganiques) - V2 (3/4)

Composé	Réactifs	Techniques de digestion	Techniques analytiques	Exemple de normes (date ; matrice)	Intitulé des normes
Manganèse	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$ HNO_3	Haute pression Micro-ondes	Spectrométrie d'émission atomique avec plasma à couplage inductif (ICP-AES)	NF EN 15621 (2017) Aliments pour animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse, dosage du calcium, du sodium, du phosphore, du magnésium, du potassium, du soufre, du fer, du zinc, du cuivre, du manganèse et du cobalt après digestion sous pression par ICP-AES
			Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments - Aliments des animaux : méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
Mercure	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$ HNO_3	Sous (haute) pression Micro-ondes préssurisé Autoclave av micro-ondes	Spectrométrie d'absorption atomique vapeur froide (SAAVF)	NF EN 16277 (2012) Aliments pour animaux	Aliments pour animaux, dosage du mercure par spectrométrie d'absorption atomique à vapeur froide (SAAVF) après digestion sous pression par micro-ondes
			Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 15763 (2010) Produits alimentaires	Dosage des éléments traces - Dosage de l'arsenic, du cadmium, du mercure et du plomb par spectrométrie d'émission avec plasma induit par haute fréquence et spectromètre de masse (ICP-MS) après digestion sous pression
				NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments

Molybdène	HNO ₃	Haute pression Micro-ondes	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments - Aliments des animaux : méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
	HNO ₃	Haute pression Micro-ondes	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
Plomb	HNO ₃ + H ₂ O ₂ HNO ₃	Sous pression Micro-ondes préssurisé Autoclave av micro-ondes Four micro-ondes	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS) Spectrométrie d'absorption atomique (SAA) en flamme ou en four graphite	NF EN 15763 (2010) Produits alimentaires	Dosage des éléments traces - Dosage de l'arsenic, du cadmium, du mercure et du plomb par spectrométrie d'émission avec plasma induit par haute fréquence et spectromètre de masse (ICP-MS) après digestion sous pression
				NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
				NF EN 14084 (2003) Produits alimentaires	Dosage des éléments traces - Détermination du plomb, du cadmium, du zinc, du cuivre et du fer par spectrométrie d'absorption atomique (AAS) après digestion par micro-ondes

Annexe 2 : Normes d'extraction et d'analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés inorganiques) - V2 (4/4)

Composé	Réactifs	Techniques de digestion	Techniques analytiques	Exemple de normes (date ; matrice)	Intitulé des normes
Sélénium	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$ HNO_3	Sous (haute) pression	Spectrométrie d'absorption atomique par génération d'hydrures (SAAGH)	NF EN 16159 (2012) Aliments pour animaux	Dosage du sélénium par spectrométrie d'absorption atomique par génération d'hydrures (SAAGH) après digestion par micro-ondes
		Micro-ondes	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments
Tungstène	HNO_3	Micro-ondes (NF EN 16173)	Spectrométrie d'émission optique avec plasma à couplage inductif (ICP-OES)	NF EN ISO 22036 (2024) Matrices solides (sols, biodéchets, déchets, boues, sédiments)	Matrices solides environnementales - Dosage d'éléments par spectroscopie d'émission optique avec plasma induit par haute fréquence (ICP-OES)
	$\text{HNO}_3 + \text{HCl}$	Micro-ondes (NF EN 13657)			
Zinc	$\text{HNO}_3 + \text{H}_2\text{O}_2$ HNO_3	Sous (haute) pression	Spectrométrie d'émission atomique avec plasma à couplage inductif (ICP-AES)	NF EN 15621 (2017) Aliments pour animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse, dosage du calcium, du sodium, du phosphore, du magnésium, du potassium, du soufre, du fer, du zinc, du cuivre, du manganèse et du cobalt après digestion sous pression par ICP-AES
		Micro-ondes	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 17053 (2018) Aliments des animaux	Méthodes d'échantillonnage et d'analyse - Dosage par ICP-MS (multiméthode) des éléments traces, métaux lourds et autres éléments inorganiques présents dans les aliments

Multi- éléments	HNO ₃ + HCl	Sous (haute) pression Micro-ondes	Spectrométrie d'émission atomique avec plasma à couplage inductif (ICP-AES) Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN 13805 (2014) Produits alimentaires	Méthode de digestion sous pression des produits alimentaires aux fins de dosage des éléments traces - Dosage du calcium, du sodium, du phosphore, du magnésium, du potassium, du soufre, du fer, du zinc, du cuivre, du manganèse et du cobalt après digestion sous pression par ICP-AES
Multi- éléments	-	-	Spectrométrie de masse avec plasma à couplage inductif (ICP-MS)	NF EN ISO 17294-2 (2023) Eau	Méthode d'analyses qualité de l'eau et minéralisés des autres matrices - Dosage des éléments suivants : aluminium, antimoine, argent, arsenic, baryum, béryllium, bismuth, bore, cadmium, césium, calcium, cérium, chrome, cobalt, cuivre, dysprosium, erbium, étain, fer, gadolinium, gallium, germanium, hafnium, holmium, indium, iridium, lanthane, lithium, lutécium, magnésium, manganèse, mercure, molybdène, néodyme, nickel, or, palladium, phosphore, platine, plomb, potassium, praséodyme, rubidium, rhénium, rhodium, ruthénium, samarium, scandium, sélénium, sodium, strontium, terbium, tellure, thorium, thallium, thulium, titane, tungstène, uranium (isotopes non radioactifs), vanadium, yttrium, ytterbium, zinc et zirconium par ICP-MS
Multi- éléments	-	-	Spectrométrie d'émission atomique avec plasma à couplage inductif (ICP-AES)	NF EN ISO 11885 (2009) Eau	Méthode d'analyses qualité de l'eau et minéralisés des autres matrices - Dosage des éléments suivants : aluminium, antimoine, argent, arsenic, baryum, béryllium, bismuth, bore, cadmium, calcium, chrome, cobalt, cuivre, étain, fer, gallium, indium, lithium, magnésium, manganèse, molybdène, nickel, phosphore, plomb, potassium, sélénium, silicium, sodium, strontium, soufre, titane, tungstène, vanadium, zinc et zirconium par ICP-OES

Annexe 3 : Normes de digestion et d’analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés organiques) - V2 (1/3)

Les normes sont proposées à **titre d’exemple**, elles sont spécifiques aux aliments pour animaux, produits alimentaires, sol, déchets, boues ou eau. L’inexistence de normes spécifiques pour la matrice végétale conduit à recenser les normes susceptibles d’être utilisées suite à leur adaptation à la matrice végétale, en vue d’une homogénéisation des pratiques des laboratoires d’analyses à l’échelle nationale (se reporter aux chapitres 6.3 et 6.4).

Composé	Réactifs	Technique Extraction	Purification	Méthode Analyse	Exemples de normes	Intitulé des normes et des règlements
BTEX COHV	Méthanol	Agitation	<i>non concerné</i>	Chromatographie en phase gazeuse - Spectrométrie de masse à haute résolution (CG-SMHR)	NF EN ISO 22155 (2016) (Sol)	Dosage des hydrocarbures aromatiques et halogénés volatils et de certains éthers par chromatographie en phase gazeuse-méthode par espace de tête statique
	Méthanol	Agitation	<i>non concerné</i>	Chromatographie gazeuse-Espace de tête	NF EN ISO 16558-1 (2020) (Sol)	Hydrocarbures de pétrole à risque-Partie1 : détermination des fractions aliphatiques et aromatiques des hydrocarbures de pétrole volatils par chromatographie en phase gazeuse (méthode par espace de tête statique)
HAP	Dichlorométhane Acétone/éther de pétrole Toluène	Agitation Soxhlet Pression	Acétonitrile Oxyde d'aluminium Diméthylsulfoxyde /cyclohexane Gel de silice Chromatographie par perméation de gel Fractionnement DMF/ cyclohexane	Chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse (CG-SM) Chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse (CG-SM) Chromatographie liquide haute performance (HPLC)	NF ISO 18287 (2006) (Sol) NF EN 16181 (2021) (Sols, biodéchets traités et boues)	Dosage des hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) Méthode par chromatographie en phase gazeuse avec détection par spectrométrie de masse (CG-SM) Dosage des hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) par chromatographie en phase gazeuse et chromatographie liquide à haute performance

HAP	Acétone/hexane Acétone/ hexane/ chlorure de sodium	Agitation Ultrasons Soxhlet PLE ¹	Oxyde d'aluminium Silice Perméation de gel	Chromatographie gazeuse- spectrométrie de masse (CG-SM) Chromatographie liquide haute performance (HPLC)	Pr NF EN 17503 (2022) (Sols, biodéchets traités et boues)	Matrices solides environne- mentales-dosage des hy- drocarbures aromatiques polycycliques (HAP) par chromatographie en phase gazeuse et chromatographe liquide à haute performance
HAP (benzo(a) pyrène, benzo(a) anthracène, chrysène et benzo(b) fluoranthène)	<i>non concerné</i>	<i>non concerné</i>	Chromatographie d'exclusion stérique (SEC)	Chromatographie liquide haute performance couplée à détection par fluorescence (HPLC-FD)	XP CEN/TC 16621 (2014) (Produits alimentaires)	Dosage du benzo(a)pyrène, benzo(a)anthracène, chrysène et benzo(b)fluoranthène dans les denrées alimentaires par chromatographie en phase liquide à haute performance avec détecteur de fluores- cence (HPLC-FD)
	n-hexane Cyclohexane	PLE Soxhlet	Chromatographie d'exclusion stérique (SEC) Extraction en phase solide (SPE)	Chromatographie gazeuse- spectrométrie de masse (CG-SM)	NF EN 16619 (2015) (Produits alimentaires)	Dosage du benzo(a)pyrène, benzo(a)anthracène, chrysène et benzo(b)fluoranthène dans les denrées alimentaires par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectro- métrie de masse (CG-SM)
Hydrocarbures (C10-C40)	Acétone	Agitation ASE ²	Florisil	Chromatographie gazeuse- Détection à ionisation de flamme (CG-FID)	NF EN ISO 16703 (2011) (Sol)	Dosage des hydrocarbures de C10 à C40 par chromatogra- phie en phase gazeuse
	Acétone/ n-heptane	Agitation mécanique Ultrasons	Gel silice	Chromatographie gazeuse- Détection à ionisation de flamme (CG-FID)	XP CEN ISO/TS 16558-2(2016-03-09) (Sol)	Hydrocarbures de pétrole à risque - Partie2 : détermi- nation des fractions alipha- tiques et aromatiques des hydrocarbures de pétrole semi-volatils par chromato- graphie en phase gazeuse avec détection d'ionisation de la flamme (CPG-FID)

¹PLE : Pressurized liquid extraction.

²ASE : Accelerated solvent extraction.

Annexe 3 : Normes de digestion et d'analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés organiques) - V2 (2/3)

Composé	Réactifs	Technique Extraction	Purification	Méthode Analyse	Exemples de normes	Intitulé des normes et des règlements
Hydrocarbures (C5-C10)	Méthanol	Agitation	non concerné	Chromatographie gazeuse Détection à ionisation de flamme (CG-FID)	NF EN ISO 16558-1 (2020) (Sol)	Hydrocarbures de pétrole à risque - Partie1 : détermination des fractions aliphatiques et aromatiques des hydrocarbures de pétrole volatils par chromatographie en phase gazeuse (méthode par espace de tête statique)
Hydrocarbures aromatiques et halogénés volatils	Méthanol	Désorption thermique	non concerné	Chromatographie gazeuse- Détection à ionisation de flamme (FID)	NF EN ISO 15009 (2016) (Sol)	Détermination par chromatographie en phase gazeuse des teneurs en hydrocarbures aromatiques volatils en naphthalène et en hydrocarbures halogénés volatils-méthode par purge et piégeage avec désorption thermique
	Méthanol	Agitation	non concerné	CG ⁴ -Espace de tête- Spectrométrie de masse CG-Détecteur à capture d'électron (ECD) CG-Détecteur à photo-ionisation (PID) CG-Détecteur à conductivité électrolytique (ELCD)	NF EN ISO 22155 (2016) (Sol)	Dosage des hydrocarbures aromatiques et halogénés volatils et de certains éthers par chromatographie en phase gazeuse-méthode par espace de tête statique

PCB DL PCB indicateurs	Toluène + Toluène/éthanol	Pression Soxhlet	Chromatographie par perméation de gel Colonne multicouche Traitement de l'acide sulfurique Colonne de charbon actif Colonne d'oxyde d'aluminium Élimination du soufre	Chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse haute résolution (CG-SMHR)	NF EN 16215 (2020) (Aliments des animaux)	Dosage des dioxines des PCB de type dioxine et des PCB indicateurs par GC/HRMS
	Toluène	Soxhlet		Chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse haute résolution (CG-SMHR)	NF EN 16190 (2018) (Sols, bio-déchets traités et boues)	Dosage des dioxines et fu- ranes et polychlorobiphényles de type dioxine par chroma- tographie en phase gazeuse avec spectrométrie de masse à haute résolution (CG-SMHR)
PCDD/PCDF et PCB DL	non concerné			Chromatographie gazeuse- spectrométrie de masse tandem (CG-SM/SM) Chromatographie- Spectrométrie de masse haute résolution (CG-SMHR)	RÈGLEMENT (UE) 2017/771 du 3 mai 2017 (Aliments des animaux)	Portant modification du rè- glement (CE) n° 152/2009 en ce qui concerne les méthodes de détermination des teneurs en dioxines et en polychloro- biphényles

Annexe 3 : Normes de digestion et d’analyse existantes à appliquer pour la matrice végétale (composés organiques) - V2 (3/3)

Composé	Réactifs	Technique Extraction	Purification	Méthode Analyse	Exemples de normes	Intitulé des normes et des règlements
PCDD/PCDF	Toluène + Toluène/éthanol	Pression Soxhlet	Chromatographie par perméation de gel Colonne multicouche Traitement de l'acide sulfurique	Chromatographie gazeuse-Spectrométrie de masse haute résolution (CG-SMHR)	NF EN 16215 (2020) (Aliments des animaux)	Dosage des dioxines des PCB de type dioxine et des PCB indicateurs par GC/SMHR
	Toluène	Soxhlet	Colonne de charbon actif Colonne d'oxyde d'aluminium Élimination du soufre	Chromatographie gazeuse - Spectrométrie de masse haute résolution (CG-SMHR)	NF EN 16190 (2018) (Sols, bio-déchets traités et boues)	Dosage des dioxines et furanes et polychlorobiphényles de type dioxine par chromatographie en phase gazeuse avec spectrométrie de masse à haute résolution (HR CG-SMHR)
	Toluène	Soxhlet	Chromatographie par perméation de gel Colonne multicouche Traitement de l'acide sulfurique Colonne de charbon actif Colonne d'oxyde d'aluminium Élimination du soufre	Chromatographie en phase gazeuse - Spectrométrie de masse à haute résolution (CG-SMHR)*	ISO 13914 (2023)* (Sol, bio-déchets traités et boues)	Détermination des dioxines et furanes comme biphényles polychlorés par chromatographie en phase gazeuse avec spectrométrie de masse à haute résolution (CG/SMHR)

PBDE	Acétone/hexane Dichlorométhane Toluène	Soxhlet	Silice Chromatographie par perméation de gel Chromatographie colonne multicouche	Chromatographie gazeuse- Spectrométrie de masse (CG-SM)	NF EN ISO 22032 (2009) (Sédiments et boues)	Dosage d'une sélection d'éthers diphenyliques poly- bromés dans des sédiments et des boues d'épuration-Mé- thode par extraction et chro- matographie en phase ga- zeuse/spectrométrie de masse
	Acétone	Disques SPE ³	Silice	Chromatographie gazeuse- Spectrométrie de masse (CG-SM) Chromatographie en phase gazeuse- Spectrométrie de masse à haute résolution (CG-SMHR) Chromatographie gazeuse- Spectrométrie de masse tandem (CG-SM/SM)	NF EN 16694 (2015) (Qualité de l'eau)	Dosage du pentabromodi- phényl'éther (PBDE) dans des échantillons d'eau totale Méthode par extraction en phase solide (SPE) avec disques SPE, avec couplage chromatographie en phase gazeuse-spectrométrie de masse (CG-SM)
	Méthanol Acetonitrile	Solide/ liquide SPE strata	SPE (envicarb)	Chromatographie liquide - Spectrométrie de masse (LC-SM)	EURL - Guidance document (2024)	Annexe V2 (10 sept. 2024) Gui- dance document on analytical parameters for the determina- tion of per- and polyfluoroalk- yl substances (PFAS) in food and feed
Phtalates	Acétate d'éthyle	Agitation	Oxyde d'aluminium	Chromatographie gazeuse- Spectrométrie de masse tandem (CG-SM/SM)	XP CEN/TS 16183 (2012) (Sols, biodéchets traités et boues)	Détermination de certains ph- talates par chromatographie en phase gazeuse capillaire avec détection par spectro- métrie de masse (CG-SM)

³ SPE : Solid phase extraction.

⁴ CG : Chromatographie en phase gazeuse.

* projet de transposition en NF EN ISO 13914 envisageant l'intégration de la CG-SMSM.

Annexe 4 : Limites de quantification : détermination et facteurs influents

Détermination de la limite de quantification

La limite de quantification peut être calculée par plusieurs approches, à partir :

- ▶ **du rapport signal sur bruit (S/B)** : ce rapport est établi en utilisant le signal obtenu sur un échantillon contenant l'analyte recherché et le signal obtenu sur un échantillon ne contenant pas l'analyte (échantillon appelé communément « blanc »). Un rapport S/B compris entre 10/1 est généralement considéré comme acceptable. D'autres approches sont possibles comme la différence S-B ;
- ▶ **d'un écart-type** : des mesurages répétés sont effectués sur un échantillon dont la teneur en analyte est proche de la LQ estimée. L'écart-type de ces répétitions, noté S_b , est ensuite calculé. On a alors :

$$LQ = 10 \times S_b$$

- ▶ **de la limite de détection (LD)** : la LQ est généralement dérivée de la LD en appliquant un facteur 2 ou 3 ;
- ▶ **de la LQ présumée**. Si la valeur est confirmée, ce niveau de concentration pourra définir le premier point de gamme utilisée pour établir le modèle d'étalonnage. Dans ce cas, la LQ n'est pas optimisée mais est acceptable si elle a des performances acceptables ;
- ▶ **de l'approche globale basée sur le profil d'exactitude**, il est possible de calculer la LQ de façon à garantir une exactitude, c'est-à-dire des performances (justesse + fidélité) acceptables. Dans ce cas, la LQ est optimisée et il est possible de définir une LQ inférieure et une LQ supérieure.

Pour la validation de chaque nouvelle méthode d'analyse, la norme **NF T 90-210** relative à la validation des méthodes dans le domaine d'analyse physico-chimique de l'eau est utilisée par les laboratoires. Cette norme spécifique à la matrice eau est appliquée par les laboratoires pour la validation des méthodes pour plusieurs matrices.

La norme NF T 90-210 préconise d'évaluer les performances d'une méthode d'analyse quantitative selon une méthodologie spécifique. Celle-ci comprend la proposition et la vérification de limites de quantification considérée comme l'un des critères de la performance d'une méthode.

Facteurs influençant la limite de quantification

Plusieurs paramètres peuvent permettre d'optimiser la limite de quantification :

- ▶ **la prise d'essai**. La limite de quantification est généralement déterminée pour une prise d'essai ramenée à un volume d'extrait ;
- ▶ **le volume d'extraction ou de digestion** ;
- ▶ **la charge de la matrice**. Les matrices chargées impliquent une augmentation de la LQ (changement du rapport S/B) ;
- ▶ **l'équipement analytique**. Sur le long terme, un même laboratoire peut être amené à modifier/revoir ses limites de quantification en raison du changement d'équipements, du vieillissement de l'analyseur ou de la mise à jour de nouvelles exigences réglementaires.

Annexe 5 : Hypothèses retenues pour élaborer les limites de quantification sur la base de calculs de risques sanitaires en lien avec une exposition par ingestion de fruits et légumes

Approche sanitaire et périmètre de la démarche IEM

La validation des limites de quantification à atteindre pour la matrice végétale a été réalisée sur la base d'une évaluation des risques sanitaires associés à une ingestion de légumes et de fruits, par des enfants et des adultes, pour laquelle la consommation de végétaux est compatible avec leur qualité. Les valeurs retenues pour les indicateurs de risques correspondent aux bornes hautes fixées dans le cadre des études de type IEM « Interprétation de l'état des milieux » pour un état des milieux compatible avec les usages, à savoir 0,2 pour le quotient de danger (QD) et 10^{-6} pour l'excès de risque individuel (ERI) (note du 19 avril 2017 – méthodologie de gestion des sites et sols pollués).

Cette démarche est similaire à celle menée par le GT laboratoires pour la détermination des limites de quantification à atteindre pour les matrices sol, eau⁵⁶ et gaz du sol⁵⁷.

Mode de calcul – voie ingestion

Les équations retenues pour les calculs de risque sont celles classiquement utilisées pour la détermination de la DJE (dose journalière d'exposition – exprimée en mg/kg poids corporel/j) pour la voie d'ingestion :

Calcul de la DJE (mg/kg/j) pour la voie d'ingestion	Calcul du quotient de danger pour les substances à effet à seuil (QD)	Calcul de l'excès de risque individuel pour les substances à effet sans seuil (ERI)
$DJE = \frac{C \times Q \times FE \times T}{P \times TM}$	$QD = \frac{DJE}{VTR_{ingestion}}$	$ERI = DJE \times ERU_{ingestion}$
<p>C : concentration dans le végétal (mg/kg).</p> <p>P : poids corporel (kg).</p> <p>Q : quantité de végétaux ingérée par la voie orale par jour (kg/j).</p> <p>FE : fréquence d'exposition (nombre de jour d'exposition / 365 jours).</p> <p>T : durée d'exposition théorique (année).</p> <p>TM : durée de vie exposée.</p> <p>Avec T=TM pour les effets à seuil.</p>	<p>VTR : Valeur toxicologique de référence (mg/kg/j).</p>	<p>ERU : excès de risque unitaire (mg/kg/j)⁻¹.</p>

⁵⁶ Analyse des eaux en contexte sites et sols pollués – synthèse des réunions du groupe de travail des Laboratoires, BRGM/RP-68202-FR, septembre 2018.

⁵⁷ Analyse des gaz du sol, de l'air intérieur et extérieur en contexte sites et sols pollués – synthèse des réunions du groupe de travail des Laboratoires, BRGM/RP-65745-FR, mars 2016.

Les valeurs des **limites de quantification** (LQ) proposées pour les végétaux sont **des concentrations à atteindre** ($C=LQ_{\text{à seuil}}$ ou $LQ_{\text{sans seuil}}$ selon l'effet considéré), elles sont calculées d'après les équations suivantes :

Substance à effet à seuil : enfant / adulte	Substance à effet sans seuil : enfant / adulte
$LQ_{\text{à seuil}} = \frac{P_i \times VTR \times QD}{Q_i \times F}$	$LQ_{\text{sans seuil}} = \frac{ERI}{\sum_i \frac{Q_i \times F_i \times T_i}{P_i \times T_m} \times VTR}$
<p>$LQ_{\text{à seuil}}$: limite de quantification dans les végétaux (mg/kg).</p> <p>P_i : poids corporel de la classe d'âge (kg).</p> <p>VTR : valeur toxicologique de référence (mg/kg/j).</p> <p>QD : quotient de danger de 0,2 (borne IEM pour la compatibilité des usages).</p> <p>Q_i : quantité de végétaux ingérée par la voie orale par jour en fonction de la classe d'âge (kg/j).</p> <p>F : fréquence d'exposition (nombre de jours d'exposition / 365 jours).</p>	<p>$LQ_{\text{sans seuil}}$: limite de quantification dans les végétaux (mg/kg).</p> <p>ERI : excès de risques individuel de 10^{-6} (borne IEM pour la compatibilité des usages).</p> <p>VTR : valeur toxicologique de référence (mg/kg/j)¹.</p> <p>Q_i : quantité de végétaux administrée par la voie orale par jour en fonction de la classe d'âge (kg/j).</p> <p>F_i : fréquence d'exposition en fonction de la classe d'âge (nombre de jours d'exposition / 365 jours).</p> <p>T_i : durée d'exposition en fonction de la classe d'âge (en année).</p> <p>P_i : poids corporel en fonction de la classe d'âge (kg).</p> <p>T_m : période de temps sur laquelle l'exposition est moyennée (en année), ici $T_m = 70$ ans.</p>

Pour les effets sans seuil, l'ERI est calculé sur la vie entière et correspond à la somme des ERI calculés sur la période 0-6 ans et 6-70 ans.

Populations retenues et paramètres d'exposition

Deux classes d'âge sont considérées : enfants (0-6 ans) et adultes (6-70 ans). Les paramètres d'exposition sont extraits du rapport « Paramètres d'exposition de l'Homme du logiciel MODUL'ERS », INERIS-DRC-14-141968-11173C, juin 2017.

Le bol alimentaire basé sur la catégorie de légumes/fruits la plus consommée a été agrégé pour les 2 classes « 0-6 ans » et « 6-70 ans » à partir des données existantes pour les 7 classes d'âge considérées dans le logiciel MODUL'ERS⁵⁸.

Les paramètres et hypothèses retenus pour les calculs de risque sanitaire sont synthétisés dans le tableau ci-dessous :

Paramètres		Unité	Enfant 0-6 ans	Adultes (6-70 ans)	Source
Q_{veg}	Quantité ingérée par jour	kg _{frais} /j	0,066	0,146	Moyenne pondérée*
F	Fréquence d'exposition	-	1	1	Correspond à 365 jours par an
P	Poids corporel	kg	15	70	Valeur classiquement retenue
T	Durée de l'exposition	ans	6	30	Valeur classiquement retenue
Tm	Période de temps sur laquelle l'exposition est moyennée	an	70	70	Pour les substances à effets sans seuil

* données agrégées à partir des données du logiciel MODUL'ERS (valeurs par défaut).

Le tableau, ci-après, détaille les quantités ingérées de légumes/fruits en fonction des catégories, extraites du logiciel MODUL'ERS (paramètres d'exposition de l'Homme du logiciel MODUL'ERS, Ineris, 2017). Dans un premier temps, la catégorie affichant la valeur maximale ingérée par classe d'âge est sélectionnée, puis les valeurs sont agrégées (et pondérées) pour les 2 classes d'âge retenues :

Catégorie légumes/fruits	Unités	Classe 1	Classe 2	Classe 3	Classe 4	Classe 5	Classe 6	Classe 7
		Enfant 0-1 an	Enfant 1-3 ans	Enfant 3-6 ans	Enfant 6-11 ans	Enfant 11-15 ans	Enfant 15-18 ans	Adulte 18-70 ans
Quantité ingérée par jour (valeur maximale, toutes catégories confondues pour une classe d'âge)	kg _{frais} /j	0,018 (tuberc.)	0,053 (fruits)	0,090 (fruits)	0,090 (fruits)	0,083 (fruits)	0,082 (fruits)	0,160 (fruits)
		→ 0,066 (valeur agrégée)			→ 0,146 (valeur agrégée)			
Masse consommée de tubercules	kg _{frais} /j	0,018	0,052	0,046	0,046	0,058	0,060	0,058
Masse consommée de fruits	kg _{frais} /j	0,016	0,053	0,090	0,090	0,083	0,082	0,160
Masse consommée de légumes-feuilles	kg _{frais} /j	0,007	0,022	0,008	0,010	0,012	0,012	0,024
Masse consommée de légumes- racines	kg _{frais} /j	0,015	0,026	0,007	0,007	0,009	0,009	0,012
Masse consommée de légumes-fruits	kg _{frais} /j	0,011	0,040	0,066	0,064	0,070	0,072	0,110

Part de l'exposition attribuable à la consommation de végétaux

L'autoconsommation de végétaux retenue est de 100 % ; l'approche est conservatoire mais cohérente avec la démarche IEM.

Valeurs toxicologiques de référence

Les valeurs toxicologiques de référence (VTR) sont sélectionnées à la date de septembre 2019 selon la note d'information DGS/EA1/DGPR/2014/307 du 31 octobre 2014, avec prise en compte des choix Ineris si disponibles.

Les VTR retenues par l'Anses dans le cadre de l'étude d'alimentation totale- infantile (EAT-i) ont été privilégiées pour certaines familles chimiques lorsqu'il existe des VTR associées à des familles de substances chimiques et lorsque ces VTR conduisaient à des choix plus conservatoires que celles issues de la note DGS/EA1/DGPR/2014/307 du 31 octobre 2014. Pour les substances réglementées (PCDD/F, PCB), les niveaux d'intervention sont pris en compte à la fois pour les denrées alimentaires destinées à l'alimentation humaine mais également animale (teneurs maximales à ne pas dépasser pour les fourrages, herbes de pâture).

Les LQ à atteindre pour la matrice végétale sont autant que possible en adéquation avec le volet sanitaire et les capacités analytiques actuelles des laboratoires. Un commentaire est formulé dans le corps du guide dès lors que la LQ estimée sur la base du calcul de risque sanitaire n'est atteinte par aucun laboratoire.

Sélection des limites de quantification à atteindre pour la matrice végétale

La limite de quantification retenue sur la base du calcul de risque sanitaire est la **concentration minimale** assurant le respect des seuils de critère sanitaire de l'IEM, calculée :

- entre le scénario enfant et adulte et ;
- entre les effets à seuil et sans seuil (le cas échéant) : $LQ_{\text{à seuil}}$; $LQ_{\text{sans seuil}}$

Annexe 6 : Limites de quantification à atteindre pour la matrice végétale - V2

Les limites de quantification sont issues du consensus entre les membres du GT sur la base des VTR en vigueur lors de la première édition (sélection datant de 2019) et des capacités analytiques des laboratoires. Elles ont été établies au moyen de calculs sanitaires en considérant un scénario de consommation de végétaux auto-produits dont les paramètres sont présentés en annexe 5. Il appartient à l'évaluateur des risques sanitaires d'échanger avec le laboratoire d'analyses pour adapter si besoin les LQ à atteindre dans le cadre de son dossier.

Il convient d'être vigilant sur les unités notamment lors des comparaisons avec les seuils réglementaires, exprimés usuellement en pg/g pour les PCDD/F et PCB-DL et ng/g pour les PCB-NDL.

Pour les PFAS, la proposition des LQ repose sur les recommandations en vigueur quant à la surveillance de ces composés dans les denrées alimentaires (recommandation 2022/1431 du 24 août 2022) et les capacités analytiques actuelles pour des végétaux à 10% de matière sèche, qui sont amenées à évoluer rapidement.

MÉTAUX	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée mg.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
<u>Mercur</u> e	1387	7439-97-6	0,005	7/8
Antimoine	1376	7440-36-0	0,05	5/6
Argent	1368	7440-22-4	0,05	2/2
Arsenic inorganique (As III + As V)	1369	7440-38-2	0,0005	1/8
Cobalt	1379	7440-48-4	0,01	6/7
Tungstène	2797	7440-33-7	0,04	1/1
Titane	1373	7440-32-6	0,05	2/2
Baryum	1396	7440-39-3	0,5	3/3
Chrome VI	1371	18540-29-9	0,002	0/1
Chrome total	1389	7440-47-3	0,05	6/8
<u>Cuivre</u>	1392	7440-50-8	0,5	6/6
Cadmium	1388	7440-43-9	0,005	5/7
Molybdène	1395	7439-98-7	0,02	4/5
Nickel	1386	7440-02-0	0,05	5/8
Plomb	1382	7439-92-1	0,003	4/8
Sélénium	1385	7782-49-2	0,02	5/6
Zinc	1383	7440-66-6	0,5	5/7
Étain	1380	7440-31-5	0,5	1/1

HAP	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée mg.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
Naphtalène	1517	91-20-3	0,005	1/3
Acénaphthylène	1622	208-96-8	0,005	1/2
Acénaphène	1453	83-32-9	0,005	1/2
Fluorène	1623	86-73-7	0,005	2/3
Anthracène	1458	120-12-7	0,005	3/4
Phénanthrène	1524	85-01-8	0,005	1/2
Fluoranthène	1191	206-44-0	0,005	2/3
Pyrène	1537	129-00-0	0,005	2/3
Benzo(a)anthracène	1082	56-55-3	0,005	5/6
Chrysène	1476	218-01-9	0,005	4/5
Benzo(a)pyrène	1115	50-32-8	0,0005	3/5
Benzo(b)fluoranthène	1116	205-99-2	0,005	4/5
Dibenzo(a,h)anthracène	1621	53-70-3	0,0005	2/4
Benzo(k)fluoranthène	1117	207-08-9	0,005	3/4
Benzo(ghi)pérylène	1118	191-24-2	0,005	3/4
Indeno(1,2,3-cd)pyrène	1204	193-39-5	0,005	3/4

HYDROCARBURES	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée mg.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
HCT C10-C40	3319/7007	-	10	4/4
HCT C5-C10	3332	-	10	2/2
Hydrocarbures aromatiques > C10-C12	6306	-	1	
Hydrocarbures aromatiques > C12-C16	6307	-	1	
Hydrocarbures aromatiques > C16-C21	6308	-	1	
Hydrocarbures aromatiques > C21-C35	6309	-	1	
Hydrocarbures aliphatiques > C10-C12	6137	-	1	
Hydrocarbures aliphatiques > C12-C16	6226	-	1	
Hydrocarbures aliphatiques > C16-C21	6300	-	10	
Hydrocarbures aliphatiques > C21-C35	6301	-	10	

BTEX	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée mg.kg⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
Ethylbenzène	1497	100-41-4	0,01	2/3
1,3,5- Triméthylbenzène	1509	108-67-8	0,01	1/1
Toluène	1278	108-88-3	0,01	2/3
Benzène	1114	71-43-2	0,01	2/3
Xylènes (mélange d'isomères)	1780	1330-20-7	0,01	
o- Xylène	1292	95-47-6	0,01	2/3
m + p Xylène	2925	108-38-3, 106-42-3	0,01	2/3
1,2,4- Triméthylbenzène	1609	95-63-6	0,01	
Nitrobenzène	2614	98-95-3	0,01	
2,4-Dinitrotoluène	1578	121-14-2	0,0001	
2,6-Dinitrotoluène	1577	606-20-2	0,0001	
2,4,6-Trinitrotoluène	2736	118-96-7	0,01	
1,4- Dichlorobenzène	1166	106-46-7	0,01	0/1
Chlorobenzène	1467	108-90-7	0,01	0/1
1,3- Dichlorobenzène	1164	541-73-1	0,05	1/1
1,2- Dichlorobenzène	1165	95-50-1	0,05	1/1

COHV	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée mg.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
Tétrachloroéthylène (PCE)	1272	127-18-4	0,01	0/1
1,2- Dichloroéthylène CIS	1456	156-59-2	0,01	0/1
1,2- Dichloroéthylène TRANS	1727	156-60-5	0,01	0/1
1,2- Dichloroéthylène	1163	540-59-0	0,01	0/1
Tétrachlorométhane	1276	56-23-5	0,01	1/2
Trichlorométhane (chloroforme)	1135	67-66-3	0,01	0/2
1,1,1- Trichloroéthane	1284	71-55-6	0,01	0/2
Chlorure de vinyle	1753	75-01-4	0,01	1/2
Dichlorométhane	1168	75-09-2	0,01	0/2
Tribromométhane	1122	75-25-2	0,01	0/1
Trichloroéthylène (TCE)	1286	79-01-6	0,01	0/2
1,2 - Dichloroéthane	1161	107-06-2	0,01	1/2
MTBE : méthyl tertio-butyl éther	1512	1634-04-4	0,01	-
ETBE : éther éthyle tertibutyle	2673	637-92-3	0,01	-
DIPE: éther diisopropylique	5264	108-20-3	0,01	-

PCDD/PCDF	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée ng.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
2,3,7,8-TeCDD	2562	1746-01-6	0,004	1/5
1,2,3,7,8-PeCDD	2569	40321-76-4	0,004	1/5
1,2,3,4,7,8-HxCDD	2571	39227-28-6	0,004	1/5
1,2,3,6,7,8-HxCDD	2572	57653-85-7	0,004	1/5
1,2,3,7,8,9-HxCDD	2573	19408-74-3	0,004	1/5
1,2,3,4,6,7,8-HpCDD	2575	35822-46-9	0,004	1/5
OCDD	2566	3268-87-9	0,04	1/5
2,3,7,8-TeCDF	2586	51207-31-9	0,004	1/4
1,2,3,7,8-PeCDF	2588	57117-41-6	0,004	2/5
2,3,4,7,8-PeCDF	2589	57117-31-4	0,004	1/5
1,2,3,4,7,8-HxCDF	2591	70648-26-9	0,004	1/5
1,2,3,6,7,8-HxCDF	2592	57117-44-9	0,004	1/5
1,2,3,7,8,9-HxCDF	2594	72918-21-9	0,004	1/5
2,3,4,6,7,8-HxCDF	2593	60851-34-5	0,004	1/5
1,2,3,4,6,7,8-HpCDF	2596	67562-39-4	0,004	1/5
1,2,3,4,7,8,9-HpCDF	2597	55673-89-7	0,004	1/5
OCDF	5248	39001-02-0	0,04	3/5

PCB dioxin-like	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée ng.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
105 2,3,3',4,4'- Pentachlorobiphenyl	1627	32598-14-4	10	5/6
114 2,3,4,4',5- Pentachlorobiphenyl	5433	74472-37-0	10	5/6
118 2,3',4,4',5- Pentachlorobiphenyl	1243	31508-00-6	10	5/6
123 2,3',4,4',5'- Pentachlorobiphenyl	5434	65510-44-3	10	5/6
126 3,3',4,4',5- Pentachlorobiphenyl	1089	57465-28-8	0,02	1/5
156 2,3,3',4,4',5- Hexachlorobiphenyl	2032	38380-08-4	10	5/6
157 2,3,3',4,4',5'- Hexachlorobiphényl	5435	69782-90-7	10	5/6
167 2,3',4,4',5,5'- Hexachlorobiphényl	5436	52663-72-6	10	5/6
169 3,3',4,4',5,5'- Hexachlorobiphényl	1090	32774-16-6	0,1	1/6
189 2,3,3',4,4',5,5'- Heptachlorobiphényl	5437	39635-31-9	10	5/6
77 3,3',4,4'- Tétrachlorobiphenyl	1091	32598-13-3	10	5/6
81 3,4,4',5- Tétrachlorobiphenyl	5432	70362-50-4	10	5/6

PCB indicateur	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée µg.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
28 2,4,4'- Trichlorobiphenyl	1239	7012-37-5	0,01	4/7
52 2,2',5,5'- tetrachlorobiphenyl	1241	35693-99-3	0,01	3/7
101 2,2',4,5,5'- Pentachlorobiphenyl	1242	37680-73-2	0,01	4/7
118 2,3',4,4',5- Pentachlorobiphenyl	1243	31508-00-6	0,01	3/6
138 2,2',3,4,4',4',5- Hexachlorobiphenyl	1244	35065-28-2	0,01	4/7
153 2,2',4,4',5,5',- Hexachlorobiphenyl	1245	35065-27-1	0,01	4/7
180 2,2',3,4,4',5,5'- Heptachlorobiphenyl	1246	35065-29-3	0,01	4/7

PHTALATES	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée $\mu\text{g.kg}^{-1}$ MF	Nb de laboratoire *
DMP Diméthylphtalate	1489	131-11-3	1	1/4
DEP Diéthylphtalate	1527	84-66-2	1	1/4
DnBP Di-n-butylphtalate	1462	84-74-2	1	1/3
BBP Butylbenzylphtalate	1924	85-68-7	1	1/4
DEHP Di-(2-éthylhexyl) phtalate	1461	117-81-7	1	1/3
DBS Dibutyl sebacate	non créé	109-43-3	1	-
DCHP Dicyclohexyl phtalate	7851	84-61-7	1	1/3
DEHA Diéthylhexyladipate	1851	103-23-1	1	1/2
DIDP Diisodecyl phtalate	6658	26761-40-0	10	1/2
DINP Diisononyl phtalate	6215	28553-12-0	10	1/3
DnOP Di-n-octylphtalate	3342	117-84-0	1	1/4
DiBP Di-isobutylphtalate	5325	84-69-5	1	0/3

PBDE	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée $\mu\text{g.kg}^{-1}$ MF	Nb de laboratoire *
BDE3 - 4-Monobromodiphényléther	3302	101-55-3	0,05	-
BDE17 - 2,2',4-Tribromodiphényléther	2921	147217-75-2	0,05	1/1
BDE28 - 2,4,4'-Tribromodiphényléther	2920	41318-75-6	0,05	2/2
BDE71 - 2,3',4,6'-Tétrabromodiphényléther	2917	189084-62-6	0,05	1/1
BDE47 - 2,2',4,4'-Tétrabromodiphényléther	2919	5436-43-1	0,05	1/2
BDE66 - 2,3',4,4'-Tétrabromodiphényléther	2918	189084-61-5	0,05	1/1
BDE100 - 2,2',4,4',6-Pentabromodiphényléther	2915	189084-64-8	0,05	2/3
BDE99 - 2,2',4,4',5-Pentabromodiphényléther	2916	60348-60-9	0,05	2/3
BDE85 - 2,2',3,4,4'-Pentabromodiphényléther	2914	182346-21-0	0,05	1/1
BDE154 - 2,2',4,4',5,6'-Hexabromodiphényléther	2911	207122-15-4	0,05	2/3
BDE153 - 2,2',4,4',5,5'-Hexabromodiphényléther	2912	68631-49-2	0,05	2/3
BDE138 - 2,2',3,4,4',5'-Hexabromodiphényléther	2913	182677-30-1	0,05	2/3
BDE183 - 2,2',3,4,4',5',6-Heptabromodiphényléther	2910	207122-16-5	0,05	2/3
BDE190 - 2,3,3',4,4',5,6-Heptabromodiphényléther	2909	189084-68-2	0,05	-
BDE209 - Décabromodiphényl éther	1815	1163-19-5	0,5	1/1
HBCDalpha - Hexabromocyclododécane - isomère alpha	6651	3194-55-6	0,05	1/1
HBCDbeta - Hexabromocyclododécane - isomère bêta	6652	3194-55-6	0,05	1/1
HBCDgamma - Hexabromocyclododécane - isomère gamma	6653	3194-55-6	0,05	1/1
PBB52 - 2,2',5,5'-Tetrabromobiphenyl	non créé	59080-37-4	0,05	1/1
PBB101 - 2,2',4,5,5'-Pentabromobiphenyl	non créé	67888-96-4	0,05	1/1
PBB153 - 2,2',4,4',5,5'-Hexabromobiphenyl	8283	59080-40-9	0,05	1/1
Tétrabromobisphénol A	7131	79-94-7	0,05	-

COMPOSÉS PERFLUORÉS - PFAS	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée $\mu\text{g.kg}^{-1}$ MF	Nb de laboratoire *
Acides carboxyliques perfluorés (PFCA) (végétaux à 10 % de matière sèche)				
PFBA - Acide perfluorobutanoïque	5980	375-22-4	0,05	1/1
PFPeA - Acide perfluoropentanoïque	5979	2706-90-3	0,05	1/1
PFHxA - Acide perfluorohexanoïque	5978	307-24-4	0,05	1/1
PFHpA - Acide perfluoroheptanoïque	5977	375-85-9	0,05	1/1
PFOA* - Acide perfluorooctanoïque	5347	335-67-1	0,001-0,010	1/1
PFNA* - Acide perfluorononanoïque	6508	375-95-1	0,001-0,005	1/1
PFDA - Acide perfluorodecanoïque	6509	335-76-2	0,05	1/1
PFUnDA - Acide perfluoroundecanoïque	6510	2058-94-8	0,05	1/1
PFDoDA - Acide perfluorododecanoïque	6507	307-55-1	0,05	1/1
PFTrDA - Acide perfluorotridecanoïque	6549	72629-94-8	0,05	1/1
PFTeDA - Acide perfluorotetradecanoïque	6547	376-06-7	0,05	1/1
Acides sulfoniques perfluorés (PFSA) (végétaux à 10 % de matière sèche)**				
PFBS - Acide perfluorobutane sulfonique	6025	375-73-5	0,05	1/1
PFPeS - Acide perfluoropentane sulfonique	8738	2706-91-4	0,05	1/1
PFHxS* - Acide perfluorohexane sulfonique	6830	355-46-4	0,004-0,015	1/1
PFHpS - Acide perfluoroheptane sulfonique	6542	375-92-8	0,05	1/1
PFOS* - Acide perfluorooctane sulfonique	6560	1763-23-1	0,002-0,010	1/1
PFNS - Acide perfluorononane sulfonique	8739	68259-12-1	0,05	1/1

COMPOSÉS PERFLUORÉS - PFAS	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée $\mu\text{g.kg}^{-1}$ MF	Nb de laboratoire *
PFDS - Acide perfluorododecane sulfonique	6550	335-77-3	0,05	1/1
PFUnDS - Acide perfluoroundecane sulfonique	8740	749786-16-1	0,05	1/1
PFDoDS - Acide perfluorododecane sulfonique	8741	79780-39-5	0,05	1/1
PFTrDS - Acide perfluorotridecane sulfonique	8742	791563-89-8	0,05	1/1
Perfluoroalcane sulfonamides (végétaux à 10 % de matière sèche)				
PFOSA - Acide perfluorooctanate-1- sulfonamide	6548	754-91-6	-	-
Autres composés fluorés (végétaux à 10 % de matière sèche)				
Forme acide de F53B major ou 9CI-PF3ONS	9110	756426-58-1	0,05	1/1
Forme acide de F53B minor ou 11CI-PF3OUdS		763051-92-9	0,05	1/1
Forme acide de GenX	-	62037-80-3	0,05	1/1
Forme acide d'ADONA	-	919005-14-4	0,05	1/1
Capstone A	-	80475-32-7 (CAS anion)	-	-
Capstone B	-	34455-29-3 (CAS anion)	-	-

AUTRES COMPOSÉS	Code Sandre	Numéro CAS	LQ proposée mg.kg ⁻¹ MF	Nb de laboratoire *
<u>Chlorates</u>	1752	14866-68-3	0,01	2/2
Perchlorates	6219	14797-73-0	0,01	2/2
Cyanures libres	1084	57-12-5	0,2	1/1
Cyanures totaux	1390	57-12-5	0,2	1/1
Méthanol	2052	67-56-1	1,0	-
Aniline	2605	62-53-3	0,1	-
2,4,6-Trinitrophénol	6196	88-89-1	0,1	-
Phénol	5515	108-95-2	0,1	-
m-crésol	5275	108-39-4	0,1	-
o-crésol	5275	95-48-7	0,1	-
p-crésol	5275	106-44-5	0,1	-
BPA - 4,4'diphénol	2766	80-05-7	0,001	1/1
BPS - 4,4'-sulfonildiphénol	7594	80-09-1	0,001	1/1
SCCP C10-C13 short chain chlorinated paraffins	1955	85535-84-8	0,001	1/1
MCCP C14-C17 medium chain chlorinated paraffins	non créé	85535-85-9	0,001	1/1
LCCP C18-C20 long chain chlorinated paraffins	non créé	85422-92-0	0,001	1/1

* nombre de laboratoires qui atteignent la LQ par rapport au nombre de laboratoires réalisant l'analyse du composé (source : enquête Ineris 2019, actualisée en 2025 uniquement pour les PFAS).

** pour les acides sulfoniques perfluorés - PFAS- numéros CAS renseignés pour les formes acides.

- : pas d'analyses par les laboratoires interrogés sur ce composé.

en gras : composé faisant l'objet d'une teneur maximale à ne pas dépasser dans certaines matrices végétales.

en gras* : composé disposant de limites de quantification à respecter (sans teneurs maximales fixées).

souligné : composé disposant d'une Limite maximale de résidu (LMR).

Annexe 7 : PCDD/F et PCB-DL – facteurs d'équivalence toxiques

Sur la base des valeurs proposées par l'Organisation mondiale de la Santé (2005).

Extrait du Règlement (CE) n° 1259/2011 du 2 décembre 2011 modifiant le règlement (CE) 1881/2006 en ce qui concerne les teneurs maximales en dioxines, en PCB de type dioxine et en PCB autres que ceux de type dioxine des denrées alimentaires.

Congénère	TEF
Dioxines chlorées	
<i>Dibenzo-p-dioxines (PCDD)</i>	
2,3,7,8-TCDD	1
1,2,3,7,8-PeCDD	1
1,2,3,4,7,8-HxCDD	0,1
1,2,3,6,7,8-HxCDD	0,1
1,2,3,7,8,9-HxCDD	0,1
1,2,3,4,6,7,8-HpCDD	0,01
OCDD	0,0003

<i>Dibenzofuranes (PCDF)</i>	
2,3,7,8-TCDF	0,1
1,2,3,7,8-PeCDF	0,03
2,3,4,7,8-PeCDF	0,3
1,2,3,4,7,8-HxCDF	0,1
1,2,3,6,7,8-HxCDF	0,1
1,2,3,7,8,9-HxCDF	0,1
2,3,4,6,7,8-HxCDF	0,1
1,2,3,4,6,7,8-HpCDF	0,01
1,2,3,4,7,8,9-HpCDF	0,01
OCDF	0,0003

Congénère	TEF
PCB de "type dioxine"	
<i>PCB non ortho-substitués</i>	
PCB 77	0,0001
PCB 81	0,0003
PCB 126	0,1
PCB 169	0,03

<i>PCB mono-ortho-substitués</i>	
PCB 105	0,00003
PCB 114	0,00003
PCB 118	0,00003
PCB 123	0,00003
PCB 156	0,00003
PCB 157	0,00003
PCB 167	0,00003
PCB 189	0,00003

Abréviations utilisées: «T» = tétra, «Pe» = penta, «Hx» = hexa, «Hp» = hepta, «O» = octa, «CDD» = chlorodibenzodioxine, «CDF» = chlorodibenzofurane, «CB» = chlorobiphényle

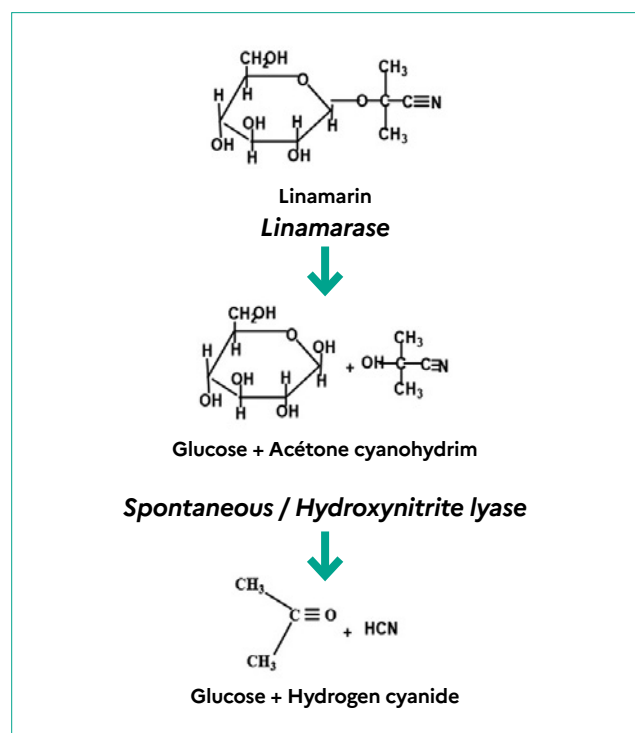
Il est attendu dans les prochains mois que d'autres facteurs d'équivalences toxiques soient appliqués, à la suite de l'actualisation des informations par l'OMS en 2022.

Annexe 8 : Synthèse bibliographique relative aux points d'attention sur l'analyse de certaines familles chimiques et sur leur interprétation

Acide cyanhydrique (HCN) – version actualisée en 2022

La présence d'acide cyanhydrique dans les végétaux n'est pas forcément le témoin d'une contamination par le sol ou par dépôts atmosphériques.

En effet, certaines plantes comestibles dites cyanogènes contiennent naturellement des glycosides cyanogéniques (sucres contenant le groupement -CN) produisant des cyanures, notamment du cyanure d'hydrogène, à l'issue d'une phase d'hydrolyse lors de la synthèse d'éthylène (EFSA, 2004 ; ATSDR, 2006 ; Bolarinwa *et al.*, 2016 ; Larsen, 2005). Plusieurs familles végétales sont concernées telles que les légumineuses, les astéracées, les linacées et les rosacées. Les glycosides cyanogéniques sont très répandus dans plus de 2000 espèces dont de nombreuses plantes alimentaires (Bolarinwa *et al.*, 2016). Il existe environ 25 glycosides cyanogéniques, constituants naturels dérivés d'acides aminés produits comme métabolites secondaires, dont les plus connus sont la linamarine, l'amygdaline et la dhurrine. La toxicité réside dans leur capacité à être hydrolysé spontanément ou par une activité enzymatique conduisant à la production de cyanures.



Parmi les végétaux contenant des glycosides cyanogéniques, citons les fèves de lima, les pépins de pomme, le manioc, le bambou, les amandes des fruits à noyau (par exemple l'abricot, la pêche, la cerise) et les graines de lin mais aussi les épinards, le chou frisé, les radis, les brocolis, les choux de Bruxelles, le chou-fleur, certaines moutardes, les navets et le chou-rave (ATSDR, 2006 ; Santé Canada, 2018). En revanche, la chair des fruits tels que les pommes, abricots, cerises, prunes, pêches et nectarines, ainsi que le raisin sont exempts d'HCN ou présentent quelques traces (Cho *et al.*, 2013). De même, le tapioca issu du manioc contient très peu de cyanures (< 1 mg/kg).

À titre d'illustration, des concentrations en cyanure HCN ont été naturellement mesurées dans certains aliments avec des valeurs :

- comprises entre 1,5 et 3 mg/kg M,F pour le chou, cultivé sur des sols urbains français ne présentant pas de traces de cyanures. L'HCN n'a pas été quantifié (< 1 mg/kg MF) dans les autres légumes tels que les tomates, salades, pommes de terre, carottes, blettes et thym, cultivés sur les mêmes parcelles expérimentales que les choux, au cours des 3 périodes de culture successives (projet de la ville de Paris « POTEX⁵⁹ », Ineris, 2015) ;
- pour les amandes d'abricot entières, pouvant atteindre 1240 à 2820 mg/kg dans le cadre d'une étude d'alimentation australo-néo-zélandaise (FSANZ, 2014). Les amandes pelées contiennent 10 % de HCN en moins que les amandes entières, non pelées. Des concentrations similaires sont rapportées sur des amandes entières d'origine algérienne ou tunisienne, avec des concentrations maximales 1 200 mg/kg MS (Chaouali, 2013).
- pour les tubercules de manioc, pouvant atteindre 100 à 500 mg/kg MS (Cho *et al.*, 2013 ; Bolarinwa *et al.*, 2016), voire même 1 500 mg/kg (O'Brien *et al.*, 1992, cité par Chaouali, 2013).

Les pissenlits sont des plantes non-cyanogènes pour lesquelles un transfert sol-plante est observé, avec des concentrations pouvant atteindre 11-16 mg/kg

⁵⁹ POTagers Expérimentaux - synthèse de l'étude de la qualité des végétaux des jardins potagers parisiens en fonction de différents aménagements visant à réduire l'exposition des usagers aux polluants en zones urbaines, Ineris-DRC-15-126176-060578.

sur des sols contenant 10-11 mg/kg de cyanures. Les concentrations chutent dans la plante à 0,5 mg/kg sur le sol témoin affichant une concentration de 0,7 mg/kg (CCME- Conseil canadien des ministres de l'environnement, 1997). Peu de travaux précisant les concentrations atteintes dans les organes classiquement consommés portent sur les végétaux consommés en Europe. Les travaux sont plus nombreux sur les végétaux exotiques tels que le manioc, le taro, les pousses de bambou. En parallèle, des études de phytoextraction et de phytotoxicité sont menées sur les arbres tels que les saules (Larsen, 2005).

Les préparations culinaires tendent à diminuer les concentrations en HCN des légumes :

- ▶ la cuisson de racines de manioc congelées permet en moyenne de réduire de 56 % la concentration en HCN du fait de la solubilité des glycosides cyanogéniques dans l'eau de cuisson. Le pourcentage de réduction atteint 90 % pour des pousses de bambou fraîches (FSANZ, 2014). La détoxification maximale est atteinte pour les pousses de bambou après 2 h de cuisson (Gouvernement du Canada, 2018). Il en est de même pour la cuisson vapeur qui réduit de 74-80 % les teneurs en cyanures (Bolarinwa, 2016) ;
- ▶ le trempage pendant 24h des racines de manioc réduit de 13 à 52% les concentrations. La réduction est respectivement de 75 % et 90 % après un trempage de 48h ou 72h (Bolarinwa, 2016) ;
- ▶ la fermentation permet de réduire les concentrations de 52-63 % pour la pulpe de manioc, de 70% pour les noyaux d'abricot, de 85% pour les feuilles de sorgho et de 99 % pour la farine de taro (Bolarinwa, 2016) ;
- ▶ le séchage et le stockage des végétaux conduisent aussi à réduire les teneurs en cyanures. Plusieurs facteurs interviennent dont la température ambiante, le taux d'humidité des végétaux et la dégradation des tissus de la plante.

Hydrocarbures totaux – version actualisée en 2024

Les concentrations en HCT dans les végétaux sont souvent proportionnelles aux concentrations analysées dans les sols.

En contexte après-mine, sur la base d'une première étude menée par l'Ineris, les niveaux de concentrations dans les végétaux potagers cultivés dépendent d'une part de l'espèce végétale (menthe, basilic, pomme de terre, betterave, salade, blette blanche, blette verte, choux, poivrons, tomates, fèves, courgettes) et d'autre part, des concentrations dans le sol. L'analyse des HCT par un laboratoire a été menée sur les fractions $C_{10} - C_{56}$ pour les végétaux (méthode interne), et $C_{10} - C_{40}$ pour le sol (NF EN ISO 16703). La menthe est le seul végétal dont les concentrations en HCT dépassent la limite de quantification ($LQ < 0,6$ mg/kg MF). Les concentrations dans la menthe sont proportionnelles à celles du sol : 1,1 mg/kg MF ($C_{16}-C_{52}$) et 0,69 mg/kg MF ($C_{24}-C_{44}$) dans la menthe cultivée dans un sol contenant respectivement 102 mg/kg MS et 68,5 mg/kg (fractions $>C_{22}$ majoritaires).

La deuxième étude a été menée sur des fractions $C_{10} - C_{40}$ dans le sol (norme NF EN ISO 16703(2011)⁶⁰ et dans les poireaux entiers (norme WEX 316). Ces derniers affichent des concentrations de 9,8 mg/kg sur des sols contenant 78,2 mg/kg de HCT. Cependant, ce n'est pas au niveau de la propriété la plus riche en HCT dans les sols (140 mg/kg), que les concentrations en HCT seront les plus élevées (2 mg/kg).

Par ailleurs, la capacité des plantes à absorber les hydrocarbures au sein de leurs tissus pose la nécessité d'analyser et de différencier les hydrocarbures en fonction de leurs origines. Al-Ali (2016) a étudié les concentrations de HCT dans les racines, les pousses, et les feuilles de *Lycopersicon esculentum* (tomate) provenant d'exploitations agricoles situées à proximité de puits de pétrole en Irak (4 lieux d'échantillonnage). Les concentrations en HCT étaient plus élevées dans les racines (20 – 102,6 mg/kg), puis dans les tiges (28,21 – 67,2 mg/kg) et enfin les feuilles (21,56 - 43 mg/kg). Les concentrations dans les racines sont

⁶⁰ Qualité du sol-dosage des hydrocarbures C_{10} à C_{40} par chromatographie en phase gazeuse.

corrélées aux concentrations retrouvées dans les sols (2-75 mg/kg), attestant de l’aptitude des plants de tomates à absorber les hydrocarbures. La présence de composés lipophiles au niveau des racines et le contact direct avec le sol pourraient expliquer cette capacité d’absorption par rapport aux autres tissus. Au-delà du transfert sol-plante, les auteurs suggèrent une contamination atmosphérique, conduisant à une accumulation d’hydrocarbures dans les tiges et les feuilles. Malheureusement, aucune analyse de fruits ni de plants de tomates témoins n’a été réalisée pour mettre en évidence la présence naturelle des HCT. Quelques méthodes permettent d’identifier l’origine des hydrocarbures dans les végétaux (origine biogénique versus origine pétrolière). En général, l’analyse de la distribution des alcanes est choisie car largement utilisée et documentée dans la littérature scientifique.

Distribution des alcanes (version 2024)

Les hydrocarbures aliphatiques, inclus dans les hydrocarbures totaux, permettent de distinguer les sources anthropiques et biologiques. Les distributions de n-alcanes dans la cire des feuilles, en termes d’abondance et de longueurs de chaînes constituent un bon indicateur d’une source biogénique. Les

modèles qui utilisent les n-alcanes comme biomarqueurs, sont appliqués dans la paléoécologie pour reconstruire les environnements végétatifs passés, en se basant les végétaux modernes. Ces modèles sont intéressants car les distributions de n-alcanes sont différentes en fonction des groupes taxonomiques, des zones géographiques et des conditions environnementales. Ces modèles peuvent donc être utilisés pour distinguer les sources naturelles des sources pétrogéniques (Bush, McInermey 2013). Une étude sur la phytoremédiation de l’espèce *Vicia faba* (fèves) dans un contexte de sols dopés en hydrocarbures pétroliers a mis en évidence la présence naturelle de n-alcanes dans des végétaux témoins (racines, parties aériennes, graines) (Radwan, Al-Awadhi., et El-Nemr, 2000), avec des fractions comprises entre C₁₅- C₄₀ (plant témoin sur sol non dopé). Les résultats montrent des proportions en HCT rapportées au total des hydrocarbures présents dans le tissu végétal étudié (graines, racines ou pousses). Les racines des plants témoins comprennent des valeurs comprises entre 0,5 % (C₁₅) et 14 % (C₁₉). Dans les parties aériennes (plants témoins), les teneurs en HCT sont comprises entre 4,4 % (C₄₀) et 22,3 % (C₁₅). Enfin, les graines affichent des proportions entre 0,4 % (C₄₀) et 17,3 % (C₁₅).

Proportion dans les organes des hydrocarbures en %	Plantes cultivées dans un sol pollué artificiellement avec du pétrole brut altéré (% par rapport au poids du pétrole)											
	0 %	1 %	5 %	10 %	0 %	1 %	5 %	10 %	0 %	1 %	5 %	10 %
ORGANES	RACINES				PARTIES AÉRIENNES				GRAINES / FÈVES			
C15	0.5	0.5	1.2	1.2	22.3	5.2	8.7	17.7	17.3	16.2	4.8	14.3
C16 + Fluoranthène	9.2	8.4	10.5	14.0	3.8	9.8	10.7	7.6	tr	2.5	tr	tr
C19	14.0	10.0	10.2	9.9	2.0	8.2	6.4	4.8	1.5	1.3	1.0	tr
C24	2.4	4.3	3.4	2.6	2.3	4.9	5.0	11.8	15.8	10.7	11.3	3.2
C28	1.4	2.5	1.1	1.6	15.2	2.0	2.4	1.8	1.8	2.8	4.5	2.4
C30	1.1	2.1	1.9	1.8	5.0	5.8	3.6	6.3	4.5	9.3	27.6	10.8
C32	1.9	0.5	0.8	2.4	4.1	2.5	1.5	2.5	1.8	2.7	5.0	5.7
C36	tr	0.4	1.7	0.7	2.5	0.8	0.5	1.8	tr	3.9	7.4	11.6
C40	tr	tr	1.3	1.5	4.4	1.7	0.2	0.6	0.4	1.4	3.0	14.8

Tableau extrait des effets du Pétrole brut dans les parties végétales de *Vicia faba*. Le tableau a été modifié : C15 + composés aromatiques, C17, C18 + BaA, C20, C21, C22, C23, C25, C26, C29 n’ont pas été reportées en raison des différences non significatives de proportions en fonction du poids du pétrole. tr = trace (Radwan et al, 2006).

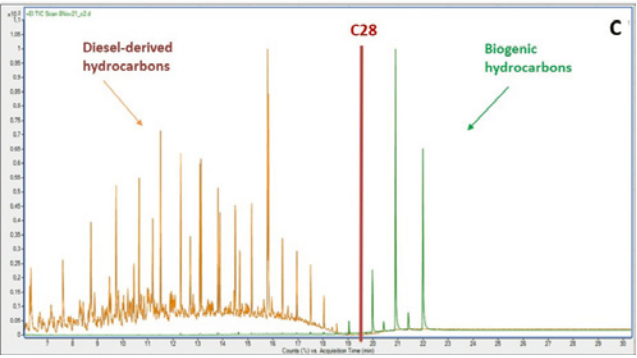
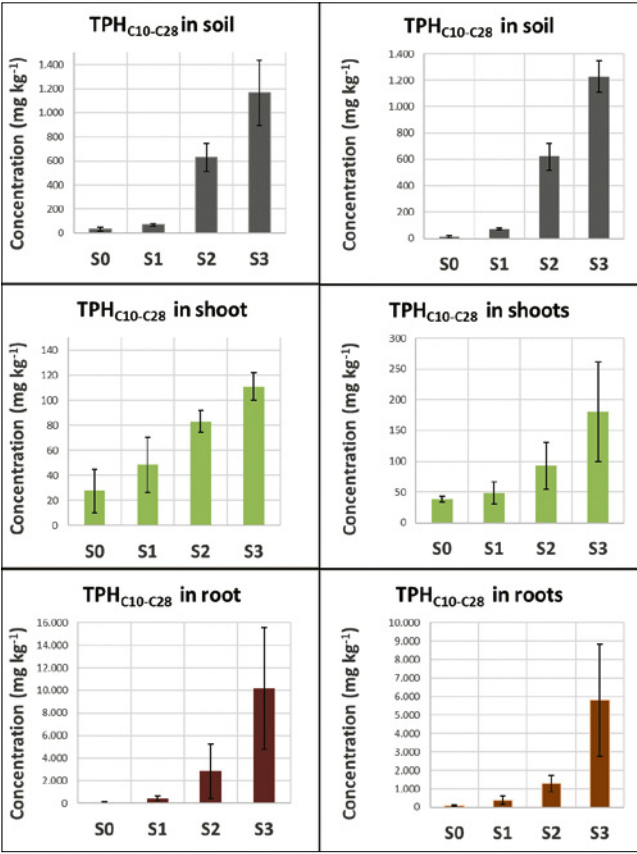
Ainsi, les teneurs en HCT sont différentes en fonction des fractions analysées et de la partie de la plante étudiée.

L'étude montre une augmentation des teneurs en HCT dans les graines en fonction des concentrations dans les sols. Néanmoins, une augmentation en HCT dans les sols n'influe pas sur les teneurs dans les racines et les parties aériennes.

Une étude récemment publiée confirme le transfert des hydrocarbures pétroliers dans les plantes telles que *Vicia sativa* L. (vesce commune, famille des Fabacées) et *Secale cereale* L. (seigle, famille des graminées) (Collina et al, 2024). Une forte corrélation est mise en évidence après 30 jours de culture entre la quantification des HCT pétrogéniques et dans les tissus végétaux et la concentration de pétrole dans les sols (1 terre témoin et 3 terres dopées avec du carburant diesel – 1000/5000/10000 mg/kg). Dans les végétaux, les organes d'accumulation diffèrent selon les conditions expérimentales et les espèces végétales. Il reste difficile de déterminer les quantités qui seront accumulées par les végétaux dans le cadre d'une phytoremédiation

des sols. Les résultats ont montré la possibilité de distinguer les composés dérivés du diesel des hydrocarbures biogéniques présents dans la plupart des plantes vasculaires terrestres, en considérant simplement le total des composés diesel dans la gamme de carbone des n-alcanes C_{10} - C_{26} , où l'interférence des composés biogéniques est négligeable. Ces travaux font ainsi référence aux hydrocarbures biogéniques, mentionnant les nombreuses études ayant montré que les plantes terrestres (vasculaires et non vasculaires) synthétisent généralement des n-alcanes à longue chaîne dans la cire épicuticulaire des feuilles, contribuant à leurs propriétés hydrophobes et protégeant la feuille de l'environnement extérieur. Les végétaux produisent des n-alcanes dans la gamme C_{21} - C_{37} , généralement avec une forte prédominance de chaînes carbonées impaires avec une ou deux longueurs de chaîne dominantes. Il a été démontré que les longueurs de chaîne dominantes des angiospermes herbacées et ligneuses étaient C_{29} et C_{31} .

La discrimination des HCT pétrogéniques et biogéniques repose sur l'emploi innovant de l'hexane comme extractant. Les méthodes couramment appliquées telles que la norme ISO 16703:2004, basée sur leur extraction avec la combinaison d'un solvant organique polaire et d'un solvant apolaire, suivi de leur quantification par chromatographie en phase gazeuse avec un détecteur à ionisation de flamme (GC-FID) ne permettent pas cette discrimination. Les solvants extraient à la fois les composés pétrogéniques et biogéniques dont les temps de rétention se chevauchent dans l'analyse GC-FID, malgré l'étape de purification visant à éliminer les composés polaires d'origine végétale de l'extrait



Les zones des alcanes biogéniques les plus abondants (profil vert) sont au-delà de C_{28} , alors qu'elles sont négligeables dans la gamme des n-alcanes C_{10} - C_{28} typique des hydrocarbures dérivés du diesel.

avant l'analyse GC-FID. Les chromatogrammes, obtenus avec l'hexane, à partir de plantes cultivées dans des sols non contaminés, ont montré l'absence du mélange complexe d'hydrocarbures (UCM) non résolu et sont dominés par des pics résolus liés aux n-alcanes dans la gamme C₂₇-C₃₁ du carbone moléculaire élevé. L'absence d'UCM suggère que presque tous les composés biogéniques polaires ont été efficacement éliminés par le nettoyage au gel de silice et que les n-alcanes détectés dans ces échantillons sont typiques des plantes terrestres

Modèles CPI (Carbon index preference) et ACL (Average chain length) (version 2022)

Les deux modèles CPI (Carbon index preference/ Index preference carbone) et ACL (Average chain length) sont les plus couramment utilisés dans l'analyse de la distribution des alcanes dans les matrices végétaux et sols.

Le modèle ACL vise à calculer la longueur moyenne des différentes chaînes de carbone, et est défini

$$ACL = \sum (C_n \times n) / \sum (C_n)$$

par :

C_n correspondant à la concentration de chaque n-alcane avec n atomes de carbone.

Les plantes vasculaires terrestres produisent des hydrocarbures aliphatiques à longue chaîne, avec une prédominance des chaînes de nombre de carbone impair (Jansen et al., 2010). Cette prédominance est calculée par le CPI, correspondant au rapport entre la somme des n-alcanes à nombre de carbone impair et des n-alcanes à nombre de carbone pair. La formule utilisée est définie par Marzie et al., (1993),

$$CPI = \frac{(\sum_{i=n}^m C_{2i+1}) + (\sum_{i=n+1}^{m+1} C_{2i+1})}{2(\sum_{i=n+1}^{m+1} C_{2i})}$$

évitant de surestimer le nombre de carbone impair et de sous-estimer le nombre de carbone pair :

Avec n, le premier n-alcane divisé par 2, et m, le dernier n-alcane divisé par 2.

Aboul-Kassim et al., (1995) propose de calculer le CPI en fonction de la catégorie de la source :

$$\text{CPI (pétrole)} = \frac{\sum_{\text{impair}} (C_{13}-C_{37})}{\sum_{\text{pair}} (C_{14}-C_{38})}$$

$$\text{CPI (algue, bactérie)} = \frac{\sum_{\text{impair}} (C_{13}-C_{19})}{\sum_{\text{pair}} (C_{12}-C_{18})}$$

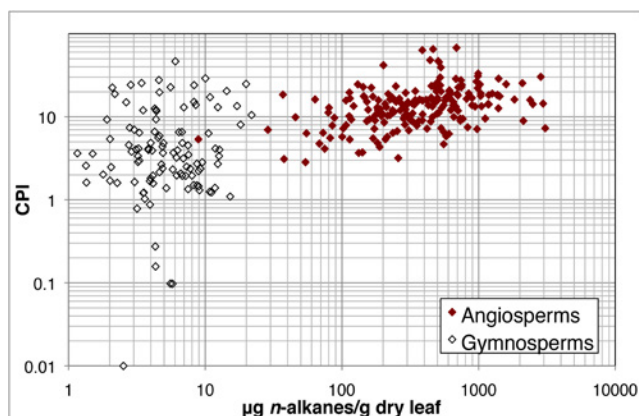
$$\text{CPI (végétaux ("higher plant wax"))} = \frac{\sum_{\text{impair}} (C_{21}-C_{37})}{\sum_{\text{pair}} (C_{20}-C_{36})}$$

Il propose aussi une méthode plus sensible dans l'identification d'une source de pollution en séparant le CPI en un faible rang (C₁₃-C₁₉) et en un haut rang (C₂₀-C₃₇). L'utilité de séparer le CPI en deux rangs a été montrée par (Charriau et al., 2009), qui a pu obtenir une empreinte pétrochimique en utilisant un faible rang, dans deux échantillons de sédiments (de trois sites différents), ce qui n'était pas le cas avec la première formule de Marzie et al., (1993).

Si le CPI est supérieur à 1, il y a une prédominance des chaînes à nombre de carbone impair, révélant une source biologique. En général, quand il s'agit de sources biologiques végétales, les valeurs CPI sont élevées. Jia et al., 2021 prédit qu'un CPI supérieur à 5 est caractéristique des hydrocarbures naturels d'origine terrestre et des sols non contaminés.

Les hydrocarbures d'origine anthropique ont un CPI plus faible, inférieur ou proche de 1. Ils sont caractérisés par une large distribution en n-alcanes et ne présentent aucune préférence pour le nombre de carbone pair et impair.

Comme énoncé précédemment, les distributions sont différentes en fonction des taxons. Par exemple, les angiospermes comme le tilleul (*Tilia cordata*) produiraient plus d'alcanes que les gymnospermes comme les cèdres ou les pins (Bush et al., 2013). Dans cette étude, les analyses ont montré que les angiospermes contiennent en moyenne 506 µg n-alcanes/g de feuilles sèches, contre 1 µg n-alcanes/g de feuilles sèches pour les gymnospermes.



Néanmoins, il est préférable de rester prudent avec le modèle ACL et la distribution des n-alcanes, car il ne permet pas de déterminer les classes de végétation terrestre.

De plus, il est possible de calculer la signature de n-alcanes des végétaux supérieurs grâce à la formule de Aboul-Kassim *et al.*, (1995) :

$$\text{Wax n-C}_n = [\text{C}_n] - 0,5 [\text{C}_{(n+1)} + \text{C}_{(n+1)}]$$

Quelques caractéristiques dans la distribution des n-alcanes en fonction du groupe étudié :

- ▶ C_{23} - C_{33} sont des biomarqueurs présents dans les plantes terrestres (Yang *et al.*, 2017) ;
- ▶ C_{23} , C_{25} , C_{27} , C_{29} et C_{31} sont les principaux biomarqueurs de la cire des plantes terrestres vasculaires (Charriau *et al.*, 2013). C_{31} sont des indicateurs des herbes, tandis que les C_{27} et C_{29} sont synthétisés de préférence par les arbres (Aichner *et al.*, 2018) ;
- ▶ C_{17} , C_{19} et C_{21} sont spécifiques des microorganismes et des algues (Charriau *et al.*, 2013) ;
- ▶ le fuel, le rang est compris entre C_8 et C_{25} (Wang *et al.*, 2011) ;
- ▶ le profil du pétrole brut montre un maximum à $\text{C}_{11}/\text{C}_{14}$ (Wang *et al.*, 2015).

Il est nécessaire de préciser que certains chercheurs ont démontré le contraire. Les données de l'étude sur *Vicia faba* (Radwan, Al-Awaghi, El-Nemr 2000), vue précédemment, tendent à montrer que la pollution en hydrocarbures (en présence de 10 % du poids du pétrole altéré) augmente la proportion des

C_{40} dans les graines par rapport au contrôle (0,4 % à 14,8 %). Autrement dit, selon cette étude, les hydrocarbures seraient caractérisés par de longues chaînes, contrairement à ce qui est énoncé dans notre démonstration.

Ensuite, d'autres indicateurs ont été utilisés pour déterminer une source naturelle d'une source anthropique. Zhang, *et al.* (2014) ont étudié la contamination du pétrole dans les sols, dans l'eau et les effets sur les végétaux *Brassica chinensis* (chou chinois), *Apium graveolens* (céleri). Cependant, aucun végétal n'a été cultivé sur un sol sans hydrocarbures (absence de végétaux témoins). Dans cette étude, le ratio C_{16} a été utilisé, correspondant au rapport entre la somme de tous les n-alcanes et l'hexadécane. Les ratios C_{16} d'hydrocarbures présents naturellement dans les plantes sont différents des hydrocarbures raffinés ou brut. Un C_{16} élevé est caractéristique des plantes terrestres, tandis qu'un C_{16} faible confirme une origine pétrolière. Ici, le ratio C_{16} maximum retrouvé chez *Brassica chinensis* est de 1206 et 1400 chez *Apium graveolens*, par rapport à un ratio maximum dans le sol plus faible (338).

De plus, Zhang, *et al.* (2014) ont analysé le CPI des deux espèces potagères. Le CPI_{22-35} de *Brassica chinensis* allait de 8,5 à 53,9, tandis que le CPI_{12-22} était compris entre 1,1 et 3,0. En revanche, pour *Apium graveolens*, le CPI le plus élevé était le CPI_{12-22} (0,9 – 189,3), par rapport au CPI_{22-35} (3 – 5,4). Les auteurs ont suggéré que cette valeur importante pourrait être due à une forte activité microbienne. Comme vu précédemment, les CPI_{22-35} sont caractéristiques des plantes alors que les CPI_{17-21} sont caractéristiques des microorganismes.

UCM (Unresolved complex mixture) (version 2022)

Les UCM correspondent à des « bosses » non identifiées par la chromatographie en phase gazeuse (Mélange complexe non résolu). Les spectres des échantillons analysés d'origine biologique et/ou non contaminés ne présentent pas d'UCM, alors que les spectres des échantillons d'hydrocarbures (comme le pétrole brut) sont caractérisés par la présence d'UCM. Ainsi, ces « bosses » visibles sur un chromatogramme sont des indicateurs d'une contamination par des polluants organiques d'origine pétrolière. Il peut être intéressant d'utiliser le ratio entre les UCM et les pics identifiés afin de déterminer l'échelle de la contamination (U/R). Plus le ratio est élevé, plus l'échantillon a été contaminé par une source pétrolière.

Les chromatogrammes d'huiles lubrifiantes sont caractérisés par une « bosse » importante comprise entre C_{18} et C_{36} , avec peu de pics résolus. Les combustibles lourds ont un profil caractérisé par une distribution de pics résolus compris entre C_{14} et C_{36} et un large UCM (Wang et al., 2004).

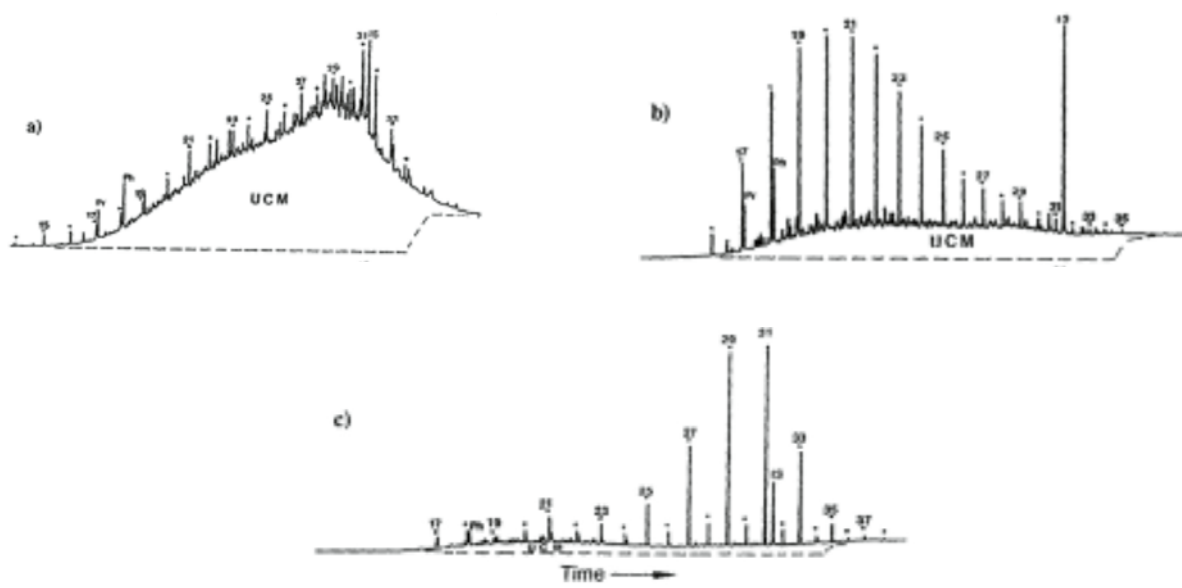
Ratio LMW/MHW (version 2022)

Le ratio LMW/MHW est un outil d'identification développé pour les HAP sur la base des poids moléculaires, qui peuvent également s'appliquer aux HCT. Il correspond au ratio entre le poids moléculaire

léger (2-3 cycles) / poids moléculaire lourd (4-6 cycles). Si ce ratio est proche ou supérieur à 1, il s'agit d'une source pétrogène (pétrole brut, charbon) Pies et al., 2008 confirment cette hypothèse car les sources pétrogènes sont caractérisées par de faibles poids moléculaires ; plus le poids est faible, plus le ratio tend à augmenter. Pour les plantes, les ratios sont inférieurs à 1.

Zhang, et al, 2014 ont analysé le ratio LMW/MHW sur les végétaux *Brassica chinensis* (chou chinois), *Apium graveolens* (céleri). Les ratios des végétaux augmentent en fonction des concentrations en HCT. En effet, pour les choux, la plus faible concentration obtenue (54,72 mg/kg) correspond à un ratio de 0,02. Tandis que les choux comprenant des concentrations plus élevées (283 mg/kg) présentaient un ratio plus important de 0,8. Cette analyse est similaire à celle observée chez le céleri, les ratios étaient différents en fonction des gammes de concentrations, allant de 0,9 à 13,5 pour 19 mg/kg et 178 mg/kg, respectivement.

Pour aller plus loin : guide des analyses en laboratoire en contexte sites et sols pollués, BRGM-UPDS, novembre 2021.



Chromatogrammes des hydrocarbures aliphatiques totaux à partir de sédiments échantillonnés à Alexandrie. Les points représentent les n-alcanes : a) eaux usées b) pétrole c) source terrestre (Aboul-Kassim et al., 1995).

Phtalates – version actualisée en 2022

Les phtalates sont réglementés spécifiquement au niveau de l'Union européenne par le règlement (UE) n°10/2011 du 14 janvier 2011, applicable depuis le 1^{er} mai 2011. Ce règlement établit des limites de migration spécifiques (LMS) applicables aux matériaux.

Il n'existe pas à ce jour de teneurs maximales fixées pour les phtalates dans les végétaux.

L'US EPA a identifié 6 composés jugés prioritaires qui sont le diméthyl phthalate (DMP), le diéthyl phthalate (DEP), le di-n-butyl phthalate (DnBP), le butyl benzyl phthalate (BBP), le di-(2-éthylhexyl) phthalate (DEHP) et enfin le di-n-octylphthalate (DnOP). Ces composés sont souvent exprimés sous forme d'une somme.

On peut distinguer deux principales voies d'exposition des végétaux aux diesters de phtalates : la voie aérienne (dépôt de poussières, produits phytosanitaires sur les feuilles ou les fruits) et la voie terrestre par contamination du support de culture (sol contaminé par des boues d'épuration ou les produits phytosanitaires). Concernant la contamination en phtalates apportée par l'air, il est nécessaire de laver les végétaux avant analyse si le but est de déterminer l'imprégnation en phtalates dans la plante.

La culture au long terme sous serre peut entraîner une accumulation des phtalates dans les sols (due non seulement au plastique utilisé pour la serre mais aussi aux eaux usées, aux fertilisants et pesticides utilisés).

Il a été observé une concentration en DEHP et DnBP dans les végétaux cultivés sous serre plus importante que ceux poussant en plein champ (Chen *et al.*, 2017 et Zeng *et al.*, 2020).

Le transfert des phtalates d'un support de culture (boue, sol, hydroponie) vers la plante (racines, feuilles et fruits) est bien documenté.

Les phtalates sont absorbés par l'épiderme racinaire et s'accumulent principalement dans les racines avant de se métaboliser en mono-esters de phtalates et en acides phtaliques. Il y a actuellement peu de données concernant le métabolisme des phtalates dans les végétaux.

Concernant la tomate, le pourcentage de transfert des phtalates du sol vers les racines, les feuilles, les fruits et la sève apparaît très faible (C. Sablayrolles *et al.*, 2005). Le transfert du sol vers le fruit est inférieur à 0,01 %.

Concernant le chou chinois (*Brassica chinensis*), le DEHP semble s'accumuler au niveau des racines et la translocation vers les parties comestibles apparaît faible (L. Yuan *et al.*, 2020).

Concernant la luzerne (*Medicago sativa*), le DnBP s'accumule principalement au niveau des racines par adsorption à l'épiderme racinaire et peut être métabolisé en MnBP et en acide phtalique par de-estérification. Le MnBP (Mono-n-butyl phthalate) et l'acide phtalique sont alors principalement localisés dans les composants solubles des cellules et les organites et peuvent ensuite migrer des parois cellulaires et des organites vers les composants solubles (W. Ren *et al.*, 2020).

Des concentrations allant de 0,5 à 7,16 mg/kg de végétaux (MS) pour la somme des 6 phtalates de l'US-EPA, ont été déterminées en Chine dans des serres. La corrélation entre les teneurs dans les végétaux et dans les sols n'a pas été mise en évidence dans cette étude de Wang *et al.*, publiée en 2015.

Une autre étude chinoise rapporte des teneurs comprises entre 0,79 et 2,13 mg/kg (MS) dans des végétaux issus de serres en périphérie d'une grande agglomération (Ma *et al.*, 2015).

Une troisième étude chinoise rapporte des teneurs comprises entre 0,073 et 11,2 mg/kg (MS) dans 11 espèces végétales prélevées dans 9 fermes du "Pearl Delta River", région la plus dynamique économiquement en Chine continentale. Les choux chinois détenaient les teneurs les plus élevées parmi tous les végétaux étudiés.

Composés volatils – version actualisée en 2024

Les composés organiques volatils (COV) comprennent une gamme variée de molécules principalement constituées d'atomes de carbone et d'hydrogène tels que les hydrocarbures légers, les composés aromatiques (BTEX), les composés chlorés volatils (solvants chlorés), les alcools, les aldéhydes, les cétones et les esters (Fabure, 2011). Il est estimé que 10% des COV présents dans l'atmosphère ont une origine anthropique, provenant de l'activité humaine (produits de combustion mais aussi issus de nombreux procédés, essentiellement en qualité de solvant, dégraissant, dissolvant, agent de nettoyage, disperser, conservateur, etc. On peut citer parmi ces COV : l'acétone, le benzène, le toluène, l'éthylène-glycol, le formaldéhyde, le dichlorométhane. Or, 90% des COV présents dans l'atmosphère sont en revanche d'origine naturelle, alors parfois nommés COV biogéniques. Les végétaux en sont les principaux émetteurs (Ademe, 2018 ; Costelloe-Kuehn, 2020, cités par Piasentin et Bergoend, 2023). Les trois principales catégories de COV décrites dans la littérature sont : les composés terpéniques (cette famille est abordée dans la section dédiée aux hydrocarbures totaux), les dérivés d'acides gras (inclus les aldéhydes, alcools ou esters) et les phénylpropanoïdes et benzénoïdes (benzaldéhyde, naphthalène) (Piasentin et Bergoend, 2023). Ce sont typiquement des substances lipophiles, qui ont la capacité de traverser les membranes sous forme libre. Les concentrations dans l'air de COV émis par les végétaux comme le méthanol et l'acétone sont de l'ordre du ppb (2-30 ppb, Piasentin et Bergoend, 2023).

Dans un contexte de recherche de COV dans les végétaux suite à un transfert de polluants du sol vers les plantes, peu de données sont publiées reflétant un intérêt modeste avec des contextes d'étude variés (voir tableau page suivante). La majorité des articles traitant des COV ne traite pas des transferts sols-plantes et est souvent axées sur des objectifs tels que la pollution ou la détoxification de l'air. Plusieurs références concernent les bryophytes (Fabure, 2011), les plantes détoxifiantes (parties aériennes/racinaires ; Kim *et al.*, 2018), le phytoscreening (Sheehan, 2012) ainsi que des expositions de type fumigation (Collins *et al.*, 2000 ; Paris *et al.*, 2018 ; Paris *et al.*, 2019). Par conséquent, peu de

données sont spécifiquement liées au transfert de ces polluants du sol vers les plantes. D'ailleurs, aucun nouvel article n'est référencé dans la base BAPPOP à l'issue de son actualisation en 2024. Au-delà des COV et BTEX classiquement recherchés en contexte SSP, les terpènes ont été ajoutés à cette synthèse.

Les végétaux exposés à des sols pollués ont tendance à absorber des composés organiques volatils (COV) normalement en passant par les voies d'entrée (stomates et cuticules), un phénomène qui dépend à la fois de l'espèce végétale concernée et de sa morphologie (Fabure, 2011). Les composés tendent à s'accumuler dans les parties lipophiles, comprenant notamment les membranes cellulaires externes en contact avec le sol ou l'air (Gorna-Binkul *et al.*, 1996). La répartition en COV varie entre les différents organes des végétaux, tels que les feuilles, la pulpe, les racines et la peau.

Ainsi bien que la présence des COV dans les végétaux soit souvent associée à des sources anthropiques suite à des phénomènes d'adsorption ou d'absorption des polluants présents dans les sols, l'eau et l'atmosphère, il convient également de souligner leur origine naturelle, provenant de la production métabolique dans les végétaux via des voies de biosynthèse indépendantes de toutes sources de pollution. Ces composés organiques volatils biogéniques d'origine naturelle sont des acteurs clés dans divers processus de la vie végétale tels que la croissance, la reproduction ainsi que la défense. Ils assurent également la communication à l'intérieur des communautés végétales et entre les plantes et les insectes. Ces composés sont libérés par les parties aériennes et souterraines des plantes. Les fleurs et les fruits se distinguent par la libération d'une vaste gamme de composés. Parmi les composés les plus émis par les plantes nous pouvons citer le méthanol, l'éthylène, le formaldéhyde, l'éthanol, l'acétone et l'acétaldéhyde (Laothawornkitkul *et al.*, 2009, Piasentin et Bergoend, 2023).

À titre d'illustration les COV présents et dégagés par les fraises fraîches et en décomposition sont au nombre de 147 substances volatiles biogéniques avec sept composés dominant en termes de profil aromatique (acétate d'éthyle, acétate de méthyle, butyrate d'éthyle, butyrate de méthyle, acétaldéhyde, acide acétique et acétone) (Kim *et al.*, 2013).

De même, la présence naturelle des alcènes, alcools, aldéhydes, esters et des cétones a été détectée dans plusieurs tissus d'un citron jaune dans une gamme allant de 0,01 à 14,04 mg.g⁻¹ comme valeur maximale pour les alcènes (D-Limonène) (Wang, 2022).

Les COV absorbés par les végétaux subissent des réactions de métabolisation qui les transforment en composés secondaires, dont la toxicité peut varier. La métabolisation implique une transformation par des enzymes telles que les cytochromes CYT P450, qui catalysent principalement des réactions d'oxydation, métabolisant des composés comme le benzène et le toluène. Par exemple, le benzène est ainsi hydroxylé en premier lieu, formant des intermédiaires tels que le phénol et le pyrocatechol, qui sont ensuite convertis en divers acides organiques. Pour le toluène, il peut subir soit une oxydation du groupe méthyle pour former un groupement carboxyle suivie d'une hydroxylation au niveau du cycle aromatique formant ainsi l'acide alpha-carboxymuconique, soit une hydroxylation directe du cycle aromatique sans préalable oxydation du groupe méthyle produisant des composés comme l'acide alpha-méthylmuconique (Fabure, 2011).

En raison de la volatilité élevée des COV les concentrations analysées dans les végétaux sont généralement faibles à modérées. Par ailleurs, le vent est un des facteurs jouant un rôle important dans la réduction des quantités surtout présentes au niveau des feuilles. De même, ces composés peuvent subir une dégradation par des microorganismes ainsi que par des rayons UV (Fabure, 2011 ; Paris *et al.*, 2019).

Aussi, les valeurs de COV quantifiées dans les végétaux potagers dépendent du contexte et de la source de contamination ainsi que des espèces végétales. Les concentrations mesurées et quantifiées dans des contextes variés sont comprises entre 0,1 et 1900 µg/kg et semblent dépendre notamment des extractions et des techniques analytiques mises en œuvre.

Le tableau ci-dessous recense les gammes de concentrations de COV mesurées dans plusieurs espèces végétales, précisant également la source de contamination ainsi que les limites de quantification atteinte et les méthodes analytiques employées :

Technique analytique	Espèces/Végétaux analysés	LQ	Gammes de concentrations	Source des COV	Réf. article
BTEX					
CG-MS-SMHR	Bryophytes	10 ng par vial	Conc. minimales : 20 – 100 µg/kg MS	Exposition à une atmosphère contrôlée	Fabure, 2011
HS-SPME-CG-SM	Melons	0.04 - 0.07 µg/kg	< LQ à 3 µg/kg (éthylbenzène)	Fruits cultivés en champs à proximité d'une zone de risque (installations industrielles)	Cincotta <i>et al.</i> , 2017
CG-FID	Taro, manioc	1 µg/kg	<LQ=1 µg/kg	Culture proche d'un champ de pétrole	Echem <i>et al.</i> , 2019
HS-SPME	Pommes, poires, prunes, raisins	0.04 - 0.6 µg/kg	0,1 – 15,5 µg/kg MF	Végétaux exposés à des gaz d'échappements	Paris <i>et al.</i> , 2018
HS-SPME	Pomme (entière, peau, pulpe)	nr	0,18 – 1,7 µg/kg MF	Végétaux exposés aux émissions de bois brûlés	Paris <i>et al.</i> , 2019
CG-SM	Pomme, kiwi, poire, prune, orange, citron, mandarine pamplemousse, avocat, raisin, tomate, paprika, chicorée, chou, choux de Bruxelles, navet, persil, radis pomme de terre, haricot, céleri, rave panais, carotte	nr	3 - 1900 µg/kg MS (unité : µg/kg MS) Bz (3 peaux de fruit) : 27 à 56Tol (15 éch.) : 30 à 77 (peau orange) EthylBz (2 éch.) : 20 à 260 (persil) m-/p-xyl (3 éch.) : 110 à 1900 (persil) o-xyl (2 éch.) : 3 à 750 (persil)	Végétaux achetés en magasin (Pologne)	Gorna-Binkul <i>et al.</i> , 1996
HS-CG-SM	Pommes, mûres, concombres	nr	Bz : 0 – 1000 µg/kg	Exposition à une atmosphère contrôlée au benzène (80 jours)	Collins <i>et al.</i> , 2000
HS-CG-FID	Haricot, laitue, oseille, tomates	10 ^{aine} unité mg/kg MS	28-250 µg/kg MS	Transfert sol-plante (sol pollué)	SACARTOM, 2003

COHV et Naphtalène					
HS-CG-SM	Salade, tomate, thym	nr	<LQ idem	Culture en pleine-terre en milieu urbain (sol modérément pollué)	POTEX, 2015
CG-SMHR CL-SMHR	Bettes, tomate, fraise	1 - 4 µg/L avec une gamme linéaire de LQ à 100 µg/L	2 - 49 µg/kg	Végétaux achetés en magasin	Martín-García, 2023
HS-CG-FID	Carottes, haricots, tomates, salades	1 - 350 µg/kg MS (20 composés)	0,1 - 3,7 µg/kg MS jusqu'à 2,5 µg/kg pour chloroforme et 1,3 µg/kg pour trichloroéthylène (tomates)	Transfert sol-plante (sol pollué)	SARCATOM, 2003

nr : non renseigné.

CG-SM : chromatographie gazeuse – spectrométrie de masse.

CG-FID : chromatographie gazeuse couplée à un détecteur à ionisation de flamme.

HS-CG-SM : chromatographie gazeuse en mode espace de tête couplée à une spectrométrie de masse.

HS-SPME : micro-extraction sur phase solide par espace de tête.

HS-CG-FID : chromatographie gazeuse en mode espace de tête couplée à un détecteur à ionisation de flamme. CG-SMHR : chromatographie gazeuse - spectrométrie de masse à haute résolution.

CL-SMHR : chromatographie liquide - spectrométrie de masse à haute résolution.

Les résultats montrent une gamme de concentrations étendues, comprises entre 0,1 µg/kg MF pour l'o-xylène et l'éthylbenzène suite à un transfert sol-végétaux, à 1 900 µg/kg MS pour le m-p xylène quantifié dans du persil acheté en supermarché. Cette gamme étendue est issue de contextes différents tels que l'exposition des végétaux à une atmosphère contrôlée, la culture dans des sols pollués ou à proximité d'une zone à risque, etc.

BTEX (résultats présentés selon la méthode analytique – voir synthèse au-dessus) :

En contexte de transfert air-plantes, dans des plantes soumises à une atmosphère contrôlée (air contenant du benzène), et suivant des analyses par chromatographie en phase gazeuse en mode espace de tête couplée à une spectrométrie de masse (HS-CG-SM) visant à mesurer les concentrations de BTEX, deux études montrent :

- ▶ pour des mousses terrestres (bryophytes), une gamme de 20 à 100 µg/kg MS (Fabure, 2011) ;
- ▶ pour des végétaux comestibles, des concentrations en benzène variant de 0-10 µg/kg dans les concombres, 35 µg/kg dans les pommes et 10-1000 µg/kg dans les mûres (Collins et al., 2000).

Dans le même contexte de transfert à partir de l'air, des végétaux exposés dans une première étude à des gaz d'échappements et dans la deuxième aux émissions de bois brûlé, ont été analysés par la technique de microextraction sur phase solide par espace de tête (HS-SPME). Ces études démontrent la capacité des végétaux à capter les COV dans leur épiderme et leur pulpe, à des concentrations toutefois faibles :

- ▶ pour les pommes, poires, prunes et raisins exposés à des gaz d'échappement et analysés avec une LQ de 0,04-0,61 µg/kg, les LQ maximales étaient pour le m/p-xylène dans les poires (15.5 µg/kg MF) (Paris et al., 2018) ;
- ▶ pour la pomme entière (peau et pulpe) exposée aux émissions de bois brûlé, les mesures de BTEX montrent des quantités maximales dans la pulpe allant de 0,18 d'éthylbenzène à 1,68 µg/kg de toluène (Paris et al., 2019).

La mesure de BTEX dans deux variétés de melon cultivées à proximité d'une zone de risque (installations industrielles) grâce à HS-SPME-CG-SM avec des LQ de 0,04-0,07 µg/kg, les concentrations maximales atteignent 3 µg/kg pour l'éthylbenzène et ne sont quantifiées (<LQ) pour le toluène et le styrène (Cincotta et al., 2017).

Une autre étude menée sur des tubercules et des sols extraits d'une zone touchée par le pétrole, a montré que les concentrations de BTEX analysées par chromatographie couplée à un détecteur à ionisation de flamme (CG-FID) précédée d'une extraction au pentane, étaient inférieures à la LQ (avec LQ=0,001 mg/kg) (Echem et al., 2019).

En revanche, des végétaux (haricot, laitue, oseille et tomates) cultivés dans une terre contaminée (somme des BTEX à 210 µg.kg⁻¹) ont été analysés par HS-CG-FID avec une LQ ~ 10-20 mg/kg MS et cela a conduit à des valeurs de benzène dans les feuilles de haricot de 0,07-0,25 mg/kg MS, dans la graine de haricot <14-19 mg/kg MS, et toluène dans les feuilles de laitue <0,04-0,078 mg/kg MS (SACARTOM, 2003).

Pour les végétaux achetés en magasin (analyse par CG-SM précédée d'une extraction au dichlorométhane) sur 10 fruits (pomme, kiwi, poire, prune, orange, citron, pamplemousse, mandarine, avocat, raisin) et 14 légumes (tomate, paprika, chicorée, chou, choux de Bruxelles, navet enraciné, persil, pomme de terre, radis, haricot, céleri, panais, céleri-rave, carotte), les résultats au niveau de la peau, pulpe, feuille, racines/tubercules sont les suivants : le benzène a été quantifié dans 3 peaux de fruits (0,027-0,056 mg/kg MS), le toluène dans 15 échantillons (variant de 0,03 à 0,077 mg/kg MS), l'éthylbenzène dans 2 végétaux (0,02-0,26 mg/kg MS), le m-/p-xylène dans 3 végétaux (0,11 à 1,9 mg/kg MS) et l'o-xylène dans 2 végétaux (0,003 à 0,75 mg/kg MS). En notant que les 3 valeurs maximales pour les 3 derniers composés ont été mesurés dans le persil (Gorna-binkul et al., 1996).

L'analyse par HS-CG-SM de végétaux potagers cultivés sur des sols urbains pollués (salade, tomate, thym) dans le but de savoir les effets des aménagements sur les niveaux de contamination en milieu urbain, a donné des valeurs <LQ pour COV (LQ non renseignées) (POTEX, 2015).

COHV et Naphtalène (résultats présentés selon la méthode analytique – voir synthèse précédente) :

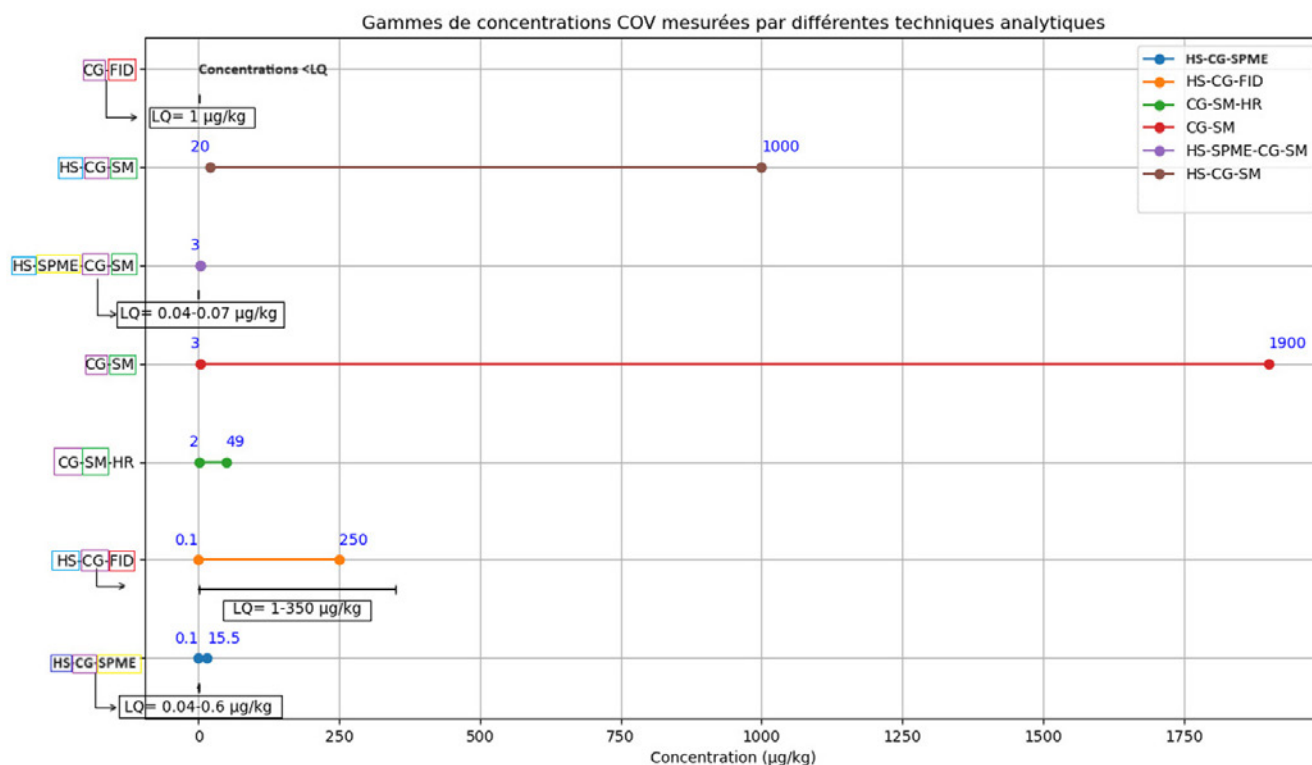
L'analyse des COHV par HS-CG-FID avec une LQ de 0,001 à 0,35 mg/kg MS dans les carottes - haricots - tomates - salades cultivés sur des sols pollués montre des concentrations quantifiées, en majorité <LQ, avec : 1,4 à 24 µg/kg MS dans les carottes, 0,5

à 2,1 µg/kg MS dans les haricots, 0,1 à 2,5 µg/kg MS dans les tomates et 3,7 µg/kg MS dans les salades (SACARTOM, 2003).

Sur 30 échantillons (18 fruits et légumes et 12 feuilles) achetés dans des supermarchés locaux espagnols, des analyses par CG-SMHR (avec une LQ entre 1 et 4 µg/L avec une gamme linéaire de LOQ à 100 µg/L) et CL-SMHR affichent des concentrations de 2 à 40 µg/kg de 1,2,3-triméthylbenzène (moyenne à 6 µg/kg pour les fruits et légumes et à 4 µg/kg pour les feuilles) et 4-49 µg/kg de naphtalène (moyenne à 7 µg/kg pour les fruits et légumes et à 15 µg/kg pour les feuilles) (Martín-García et al., 2023).

Dans le cadre d'un diagnostic visant la mesure des COHV dans plusieurs végétaux cultivés sur des sols impactés en solvants chlorés (0,03 à 3 mg/kg MS selon le composé, pour 19 composés recherchés), grâce à la chromatographie en phase gazeuse avec spectrométrie de masse à haute résolution (CG-SMHR) ainsi que la chromatographie gazeuse-espace de tête, avec une LQ de 50 µg/kg MF) a montré que la totalité des résultats pour tous les composés volatils était <LQ. À l'issue d'une contre-analyse menée avec une LQ 1000 à 10000 fois plus sensible par rapport à la première (de l'ordre 0,002-0,018 µg/kg) en utilisant la chromatographie en phase gazeuse couplée à une spectrométrie de masse en tandem (CG-SM/SM), celle-ci confirme une absence de quantification des concentrations dans les végétaux potagers (pomme – citrouille – aubergine – tomate – figue) qui sont < LQ à l'exception du tétrachloroéthylène (PCE), avec une valeur de 0,016 µg/kg dans la citrouille pour une concentration dans les sols comprises entre 0,03 et 0,51 mg/kg. La concentration maximale dans les sols est observée pour le trichloroéthylène avec 3 mg/kg (ADEME, communication orale, 2020).

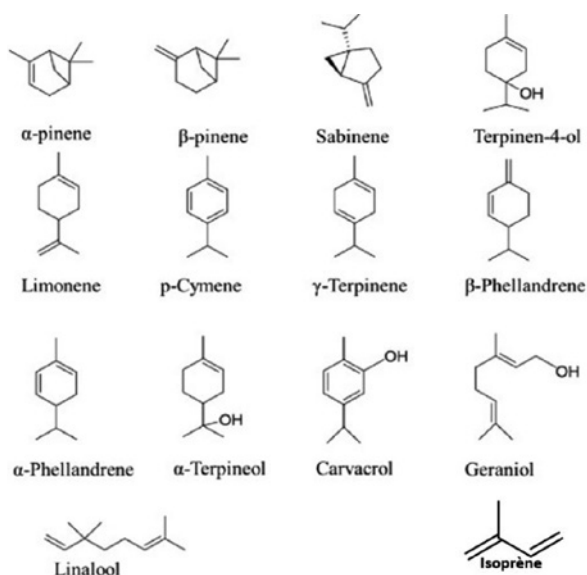
Enfin, par rapport à la base de données BAPPOP concernant les mesures de BTEX et COHV, il n'y a aucune nouvelle donnée dans la version actualisée de 2024, confirmant que ces composés sont très peu étudiés dans la matrice végétale (peu de travaux relatifs à leur analyse et leur caractérisation, voire la compréhension des mécanismes de transfert dans les végétaux).



Terpènes

Certains hydrocarbures totaux, notamment les terpènes à structure cyclique ou linéaire, ayant pour formule $(C_5H_8)_n$, sont naturellement présents dans les végétaux (exemples de monoterpènes et hémiterpènes illustrés ci-après). Synthétisés au sein des cellules végétales à partir de l'isoprène (chaîne linéaire), ces terpènes jouent un rôle crucial dans les processus biologiques tels que la défense contre les prédateurs et les agents pathogènes, ainsi que dans l'élaboration des arômes et saveurs caractéris-

tiques des plantes. Par conséquent, il est essentiel de considérer les concentrations naturellement présentes dans les végétaux en complément des HCT provenant d'un sol pollué. Peu d'articles sont consacrés à ce sujet, ils se concentrent davantage sur des aspects spécifiques, comme l'importance des terpènes naturels dans le domaine pharmaceutique et leur présence dans les plantes aromatiques (Collina *et al.*, 2024 ; Piasentin et Bergoend, 2023 ; Ninkuu *et al.*, 2021).



L'isoprène est un hémiterpène

Les terpènes sont particulièrement abondants dans les plantes supérieures, notamment les agrumes (oranges, citrons, clémentines, pomelos), les conifères, et l'eucalyptus. Ils sont largement répandus et distribués dans diverses parties de ces plantes, y compris les fruits, les feuilles, les fleurs, les tiges et les racines.

Naturellement, une partie des terpènes dans les plantes est volatile, et cette volatilité dépend principalement du nombre d'unités d'isoprène qu'ils contiennent ainsi que de leur pression de vapeur. Par exemple, les hémiterpènes, les monoterpènes et les sesquiterpènes sont volatils. En revanche,

d'autres terpènes, comme les diterpènes, sont semi-volatils ou non volatils (Pizzo et al., 2024 ; Ninkuu et al., 2021).

Pizzo et al. (2024) rapporte une étude analysant les terpènes dans les feuilles de tomates, basée sur la chromatographie gazeuse couplée à une spectrométrie de masse. Les LQ obtenues varient entre 0,09 et 0,7 $\mu\text{g}.\text{ml}^{-1}$. Cette étude a révélé une variation significative de la teneur en terpènes entre différentes espèces de tomate (gamme comprise entre 0,6 et 66,5 $\mu\text{g/g}$ MF), mettant en évidence la diversité des 31 terpènes présents (Pizzo et al., 2024).

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Aboul-Kassim, Tarek A T, et Bernd R T Simoneit. « Aliphatic and aromatic hydrocarbons in particulate fallout of alexandria, egypt: sources and implications », *Environmental science and technology*, vol. 29, n°10: 2473- 2483 (1995).
- Ademe (2018). Les composés organiques volatils (COV). Définition, sources d'émission et impacts. Agence de la transition écologique - ADEME expertises.
- Aichner Bernhard, Florian Ott, Michał Słowiński, Agnieszka M. Noryśkiewicz, Achim Brauer, et Dirk Sachse. « Leaf wax n-alkane distributions record ecological changes during the younger dryas at trzechowskie paleolake (northern poland) without temporal delay ». *Climate of the past* 14, (2 novembre 2018): 1607-24. <https://doi.org/10.5194/cp-14-1607-2018>
- Al-Ali, Balqees S, Haleemah J Al-Aradi, Dhafar Dh Al-Khion, et Hamid T Al-Saad. « Petroleum hydrocarbons in water, soil and tomato plant (*lycopersicon esculentum* L.) at Basra City, Iraq ». *Journal of biology, agriculture and healthcare*, (2016), vol. 6, n°12: 55-64.
- ATSDR (Agency for toxic substances and disease registry) (2006). Toxicological profile for cyanide. Public health service, U.S. Department of health and human services, Atlanta, GA. <https://www.atsdr.cdc.gov/toxguides/toxguide-8.pdf>
- Bolarinwa, Islamiyat Folashade, Kehinde Yewande Ogunleye, et Rasheed Gbolagade Adeola. « Effet of processing on beta-carotene content and other quality attributes of cassava flakes (Gari) produced from yellow cassava varieties ». *Journal of agricultural science and research (JASR)* 4 (1^{er} juillet 2017): 25-36.
- Bolarinwa, Islamiyat Folashade, Moruf Olanrewaju Oke, Sulaiman Adebisi Olaniyan, et Adeladun Stephen Ajala. « A review of cyanogenic glycosides in edible plants ». In toxicology - new aspects to this scientific conundrum, édité par Sonia Soloneski et Marcelo Larramendy. *InTech*, chapitre 8, 2016. <https://doi.org/10.5772/64886>
- Bolarinwa, Islamiyat Folashade, Sulaiman Adebisi Olaniyan, Sogo James Olatunde, Feyisayo Temilade Ayandokun, et Ifasegun Alade Olaifa. « Effect of processing on amygdalin and cyanide contents of some nigerian foods », *Journal of chemical and pharmaceutical research*, 2016, 8(2): 106-113.
- Bush, Rosemary T., et Francesca A. McInerney. « Leaf wax n-alkane distributions in and across modern plants: implications for paleoecology and chemotaxonomy ». *Geochimica et cosmochimica acta* 117 (septembre 2013): 161-179. <https://doi.org/10.1016/j.gca.2013.04.016>
- CCME (Canadian council of ministers of the environment : Conseil canadien des ministres de l'environnement). Recommandations canadiennes pour la qualité des sols : environnement et santé humaine, 199. <https://www.ccme.ca/fr/res/cyanure-libre-recommandations-canadiennes-pour-la-qualit-des-sols-environnement-et-sant-humaine-fr.pdf>
- Chaouali Nadia. « Intoxication par les plantes cyanogènes. Toxicologie et chaîne alimentaire ». Thèse. Faculté de pharmacie de Monastir, Tunisie, 2013. <https://hal.archives-ouvertes.fr/tel-01612444>
- Charriau, Adeline, Laurent Bodineau, Baghdad Ouddane, et Jean-Claude Fischer. « Polycyclic aromatic hydrocarbons and n-alkanes in sediments of the upper scheldt river basin: contamination levels and source apportionment ». *Journal of environmental monitoring* 11, n°5 (2009): 1086. <https://doi.org/10.1039/b819928k>
- Chen, Ning, Wenjuan Shuai, Xinmei Hao, Huichun Zhang, Dongmei Zhou, et Juan Gao. « Contamination of phthalate esters in vegetable agriculture and human cumulative risk assessment ». *Pedosphere* 27, n°3 (juin 2017): 439-51. [https://doi.org/10.1016/S1002-0160\(17\)60340-0](https://doi.org/10.1016/S1002-0160(17)60340-0)

- Cho, Hye-Jeon, Byung-Kyung Do, Soon-Mi Shim, Hoonjeong Kwon, Dong-Ha Lee, Ahn-Hee Nah, Youn-Ju Choi, et Sook-Yeon Lee. « Determination of cyanogenic compounds in edible plants by ion chromatography ». *Toxicological research* 29, n°2 (30 juin 2013): 143-47. <https://doi.org/10.5487/TR.2013.29.2.143>
- Collins Christopher D., Bell J. Nigel B. et Crews Colin. « Benzene accumulation in horticultural crops », *Chemosphere* 40 (2000) 109-114. [https://doi.org/10.1016/S0045-6535\(99\)00260-X](https://doi.org/10.1016/S0045-6535(99)00260-X)
- EFSA (European Food Safety Authority), 2004. « Opinion of the scientific panel on food additives, flavourings, processing aids and materials in contact with food (afc) on hydrocyanic acid in flavourings and other food ingredients with flavouring properties. » *EFSA journal*, <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2004.105>
- Fabure Juliette. « Étude de l'accumulation et des effets des composés organiques volatils (BTEX) chez les bryophytes ». Thèse. Écologie, environnement. Université du Droit et de la Santé - Lille II, 2009. <https://tel.archives-ouvertes.fr>
- FSANZ (Food Standards Australia New Zealand). « Survey of cyanogenic glycosides in plant-based foods in Australia and New Zealand ». Avril 2014. <https://www.foodstandards.gov.au/science/surveillance/Documents/FINAL%20report%20on%20survey%20of%20cyanogenic%20glycosides%20in%20plant-based%20foods.pdf>
- Gorna-Binkul Anna, Keymeulen Regine, Van Langenhove Herman et Buszewski Boguslaw «Determination of monocyclic aromatic hydrocarbons in fruit and vegetables by gas chromatography-mass spectrometry». *Journal of chromatography A* (janvier 1996), 734, 297-302.
- Ineris. «Synthèse de l'étude de la qualité des végétaux des jardins potagers parisiens en fonction de différents aménagements visant à réduire l'exposition des usagers aux polluants en zones urbaines. Projet de la Ville de Paris : potagers expérimentaux « POTEX », 2015, référence DRC-15-126176-06057B, 05/11/2015
- Jansen, Boris, E. Emiel van Loon, Henry Hooghiemstra, et Jacobus M. Verstraten. « Improved reconstruction of palaeo-environments through unravelling of preserved vegetation biomarker patterns ». *Palaeogeography, palaeoclimatology, palaeoecology* 285, n°1-2 (janvier 2010): 119-30. <https://doi.org/10.1016/j.palaeo.2009.10.029>
- Jia, Jinpu, Chunjuan Bi, Xiaopei Jin, Yongsheng Zeng, Lin Deng, Xueping Wang, et Zhenlou Chen. « Uptake, translocation, and risk assessment of pahs in contaminated soil-air-vegetable systems based on a field simulation experiment ». *Environmental pollution* 271 (février 2021): 116361. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.116361>
- Kim KJ, Khalekuzzaman Md, Suh JN, Kim HJ, Shagol Charlotte, Kim HH et Kim HJ, « Phytoremediation of volatile organic compounds by indoor plants: a review». *Horticulture, environment, and biotechnology* (avril 2018). <https://doi.org/10.1007/s13580-018-0032-0>
- Kim YH, Kim KH, Szulejko JE et Parker D.« Quantitative analysis of fragrance and odorants released from fresh and decaying strawberries», *Sensors* (2013), 13, 7939-7978, <https://doi.org/10.3390/s130607939>
- Laothawornkitkul Jullada, Taylor JE, Paul ND et Hewitt CN. « Biogenic volatile organic compounds in the earth system », *New phytologist* (2009) 183: 27–51 <https://doi.org/10.1111/j.14698137.2009.02859.x>
- Larsen, Morten. « Plant uptake of cyanide ». Institute of environment & resources, Technical university of Denmark, 2005.
- Ma, Ting Ting, Long Hua Wu, Like Chen, Hai Bo Zhang, Ying Teng, et Yong Ming Luo. « Phthalate esters contamination in soils and vegetables of plastic film greenhouses of suburb nanjing, china and the potential human health risk ». *Environmental science and pollution research* 22, n° 16 (août 2015): 12018-28. <https://doi.org/10.1007/s11356-015-4401-2>

- Martín-García Beatriz, Romero-Gonzalez Roberto et Garrido Frenich Antonia. «Suspect screening of pesticide co-formulants in fruits, vegetables and leaves by liquid and gas chromatography coupled to high resolution mass accuracy spectrometry: potential impact on human health». *Food chemistry*, 434 (2024) 137555, <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.137555>
- Marzi, R., B.E. Torkelson, et R.K. Olson. « A revised carbon preference index ». *Organic geochemistry* 20, n° 8 (novembre 1993): 1303-6. [https://doi.org/10.1016/0146-6380\(93\)90016-5](https://doi.org/10.1016/0146-6380(93)90016-5)
- Mo, Ce-Hui, Quan-Ying Cai, Shi-Rong Tang, Qiao-Yun Zeng, et Qi-Tang Wu. « Polycyclic aromatic hydrocarbons and phthalic acid esters in vegetables from nine farms of the pearl river delta, South China ». *Archives of environmental contamination and toxicology* 56, no 2 (février 2009): 181 89. <https://doi.org/10.1007/s00244-008-9177-7>
- O'Brien, G. « Variations in cyanogen content of cassava during village processing in Cameroon ». *Food chemistry* 44, n° 2 (1992): 131 36. [https://doi.org/10.1016/0308-8146\(92\)90325-V](https://doi.org/10.1016/0308-8146(92)90325-V)
- Paris Alice, Ledauphin Jérôme, Lopez Claire, Hennequin Didier et Gaillard Jean-Luc. «Trace amount determination of monocyclic and polycyclic aromatic hydrocarbons in fruits: extraction and analytical approaches». *Journal of food composition and analysis* 67 (2018) 110–118, <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2017.12.034>
- Paris Alice, Gaillard Jean-Luc et Ledauphin Jérôme. «Impact of biomass combustion on occurrence and distribution of aromatic hydrocarbons in apples», *Environmental science and pollution research*, décembre 2019. <https://doi.org/10.1007/s11356-019-07228-x>
- Piasentin Josephine et Bergoend Annabelle. « Composés organiques volatils des plantes - définitions et fonctions chez les plantes - valorisation en protection des cultures ». Iteipmai rédaction dans le cadre du projet ABAPIC (Accélération du biocontrôle et des agroéquipements pour la protection intégrée des cultures), janvier 2023.
- Pies, Carmen, Burkhard Hoffmann, Jelena Petrowsky, Yi Yang, Thomas A. Ternes, et Thilo Hofmann. « Characterization and source identification of polycyclic aromatic hydrocarbons (pahs) in river bank soils ». *Chemosphere* 72, n° 10 (août 2008): 1594-1601. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2008.04.021>
- Radwan, S. S., H. Al-Awadhi., et I. M. El-Nemr. « Cropping as a phytoremediation practice for oily desert soil with reference to crop safety as food ». *International journal of phytoremediation* 2, n°4 (octobre 2000): 383-96. <https://doi.org/10.1080/15226510008500046>
- Ren, Wenjie, Yuting Wang, Yiwen Huang, Fang Liu, et Ying Teng. « Uptake, translocation and metabolism of di-n-butyl phthalate in alfalfa (medicago sativa) ». *Science of the total environment* 731 (août 2020): 138974. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.138974>
- Sablayrolles, Caroline, Mireille Montréjaud-Vignoles, David Benanou, Lucie Patria, et Michel Treilhou. « Development and validation of methods for the trace determination of phthalates in sludge and vegetables ». *Journal of chromatography A* 1072, n°2 (avril 2005): 233 42. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2005.02.074>
- SACARTOM- Ademe, « Étude des transferts de polluants organiques dans les plantes potagères en mettant en œuvre une approche de terrain et une approche analytique», 2003.
- Santé Canada. Environnement et changement climatique Canada. Gouvernement du Canada. « Cadre de gestion des risques de cyanure ». Février 2018. https://www.canada.ca/content/dam/eccc/documents/pdf/pded/cyanides/FR_RM%20Scope%20Cyanides.pdf
- Sheehan Emily M., Limmer Matt A., Mayer Philipp, Karlson Ulrich Gosewinkel et Burken Joel G. «Time-weighted average spme analysis for in planta determination of cVOCs». *Environmental science & technology* (2012), 46, 3319-3325, <https://doi.org/10.1021/es2041898>

- Wang Haiou, Xiao HongWei, Wu Yulong, Zhou Feng, Hua Chun, Ba Long, Shamim Sara et Zhang Wei «Characterization of volatile compounds and microstructure in different tissues of “Eureka lemon” (citrus limon) ». *International journal of food properties* (6 mars 2022), 25:1, 404-421, <https://doi.org/10.1080/10942912.2022.2046600>
- Wang, Jun, Gangcai Chen, Peter Christie, Manyun Zhang, Yongming Luo, et Ying Teng. « Occurrence and risk assessment of phthalate esters (paes) in vegetables and soils of suburban plastic film greenhouses ». *Science of the total environment* 523 (août 2015): 129-37. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2015.02.101>
- Wang, Zhendi, C Yang, Z Yang, J Sun, B Hollebone, C Brown, et M Landriault. « Forensic fingerprinting and source identification of the 2009 Sarnia (Ontario) Oil Spill », *J. Environ. Monit.*, 13, 3004 (2011).
- Yang Pu, Canfa Wang., et Philip A. Meyers. « Origins of Biomarker Aliphatic Hydrocarbons in Sediments of Alpine Lake Ximencuo, China ». *Palaeogeography, palaeoclimatology, palaeoecology*, 475, 106-114 (2017). <https://doi.org/10.1016/j.palaeo.2017.03.011>
- Yuan, Li, Jinjin Cheng, Ya Wang, Yan'ai Liu, Wenfeng Wang, Ruichang Gao, et Xiangyang Yu. « Uptake and toxicity of di-(2-ethylhexyl) phthalate in *brassica chinensis* L ». *Chemosphere* 252 (août 2020): 126640. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126640>
- Zhang, Juan, Shu-kai Fan, Jun-cheng Yang, Xiao-ming Du, Fa-sheng Li, et Hong Hou. « Petroleum contamination of soil and water, and their effects on vegetables by statistically analyzing entire data set ». *Science of the total environment* 476-477 (avril 2014): 258-65. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.01.023>
- Zeng, Li-Juan, Yu-Hong Huang, Xiao-Ting Chen, Xiao-Hong Chen, Ce-Hui Mo, Yu-Xi Feng, Huixiong Lü, Lei Xiang, Yan-Wen Li, Hui Li, Quan-Ying Cai, Ming-Hung Wong. « Prevalent phthalates in air-soil-vegetable systems of plastic greenhouses in a subtropical city and health risk assessments ». *Science of the total environment* 743 (novembre 2020): 140755. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140755>

Institut national de l'environnement industriel et des risques

Parc technologique Alata - BP 2 - F-60550 Verneuil-en-Halatte

+33 (0) 3 44 55 66 77 - ineris@ineris.fr - www.ineris.fr