Méthodes recommandées   
pour l’identification et l’analyse du   
cannabis et des produits du cannabis  
\*0989096\*V.09-89096—Avril 2010—235  
Manuel destinÉ aux laboratoires nationaux d’analyse des drogues  
USD 15  
ISBN 978-92-1-248176-0  
Publication des Nations Unies  
Imprimé en Autriche  
Numéro de vente: F.09.XI.15  
ST/NAR/40  
Centre international de Vienne, Boîte postale 500, 1400 Vienne (Autriche)   
Téléphone: (+43-1) 26060-0, Télécopie: (+43-1) 26060-5866, www.unodc.org

Crédits photos:  
Photothèque de l’UNODC; UNODC/Ioulia Kondratovitch; Alessandro Scotti.

Section scientifique et du laboratoire  
OFFICE DES NATIONS UNIES CONTRE LA DROGUE ET LE CRIME   
Vienne  
Méthodes recommandées pour   
l’identification et l’analyse du cannabis   
et des produits du cannabis  
(Texte révisé et mis à jour)  
MANUEL DESTINÉ AUX LABORATOIRES NATIONAUX   
D’ANALYSE DES DROGUES  
NATIONS UNIES  
New York, 2010

PUBLICATION DES NATIONS UNIES  
Numéro de vente F.09.XI.15  
ISBN 978-92-1-248176-0  
ST/NAR/40  
Cette publication n’a pas été corrigée officiellement.  
Langue d’origine: anglais  
Note  
Les conditions de mise en œuvre et d’expérimentation sont reproduites à partir des   
textes de référence d’origine, y compris les méthodes non publiées, validées et   
utilisées dans une sélection de laboratoires nationaux signalés dans la liste de   
 références. Certaines conditions alternatives et la substitution de produits commer -  
cialisés cités peuvent souvent donner des résultats comparables mais il importe de   
faire valider toute modification avant de l’intégrer aux procédures de routine des   
laboratoires.  
La mention de noms de sociétés et de produits commercialisés n’implique en aucun   
cas l’aval des Nations Unies.

iii  
Remerciements  
La Section scientifique et du laboratoire de l’Office des Nations Unies contre la   
Drogue et le Crime (UNODC) tient à remercier les experts suivants pour leur   
 contribution au contenu du présent manuel:  
Dr Michael Bovens et M. Markus Schlapfer, Service de science médico-légale,   
Police de la ville de Zurich (Suisse)  
Mme Sue Fiddian, Directrice, Division de botanique, Département des affaires   
médico-légales, Police de Victoria, Australie; et Groupe d’experts conseils en   
drogues illicites auprès des Directeurs des Laboratoires médico-légaux d’Aus-  
tralie et de Nouvelle-Zélande (SMANZFL)  
M. Andrew Holmes, Conseiller scientifique principal, Service d’analyse des   
drogues, Santé Canada, Toronto (Canada)  
Dr Henk Huizer, Département des drogues, Institut médico-légal des Pays-Bas,   
La Haye (Pays-Bas) (retraité)  
M. A. Kader Jackaria, chimiste médico-légal et toxicologue, Île Maurice  
Dr Lee Tong Kooi, Directeur de Division, Division des drogues illicites et de   
la toxicologie, Groupe des sciences appliquées, Autorités des Sciences de la   
santé, Singapour  
M. Adriano Otavio Maldaner et M me Daniele Zago Souza, Police criminelle   
fédérale, Brésil  
Dr H. Stambouli, Laboratoire de police scientifique, Gendarmerie Royale, Rabat   
(Maroc)  
Dr Kalman Szendrei, Professeur émérite, Université Albert Szent-Gyorgyi,   
Szeged (Hongrie)  
La Section scientifique et du laboratoire de l’UNODC souhaite aussi remercier   
le D r Michael Bowens et Markus Schlapfer pour la révision et la mise à jour   
du manuscrit original “Méthodes recommandées pour l’analyse du cannabis”,   
pour la préparation de la première version du présent manuel révisé et mis à   
jour, et pour la finalisation du manuscrit avec les contributions supplémentaires   
des experts nommés ci-dessus\*.  
Barbara Remberg, coordinatrice de cette publication pour l’UNODC, remercie   
tous les membres du personnel de l’UNODC ayant apporté leur contribution.  
 \* Le D r Bovens remercie M me Lisa Frischknecht pour sa collaboration à la préparation du   
manuscrit.

v  
Sommaire  
Page  
1. INTRODUCTION.............................................. 1  
 1.1 Contexte ................................................ 1  
 1.2 Objectif et utilisation du manuel ............................. 2  
2. PRODUCTION ILLICITE DE PRODUITS DU CANNABIS .......... 5  
 2.1 Le marché du cannabis .................................... 5  
3. DESCRIPTION DE LA PLANTE DE CANNABIS ET DES PRODUITS   
ILLICITES DU CANNABIS ..................................... 7  
 3.1 Nom ................................................... 7  
 3.2 Synonymes .............................................. 7  
 3.3 Taxonomie .............................................. 7  
 3.4 Aspect physique .......................................... 7  
 3.5 Similitudes .............................................. 9  
 3.6 Croisements ............................................. 10  
 3.6.1 La sinsemilla (“sans graines” en espagnol) ............. 11  
 3.6.2 Clonage.......................................... 11  
 3.6.3 Hermaphrodites provoqués artificiellement ............. 11  
 3.6.4 Production en extérieur ............................. 11  
 3.6.5 Production en intérieur ............................. 12  
 3.7 Le cannabis industriel ..................................... 12  
 3.8 Floraison ................................................ 12  
 3.9 Récolte ................................................ 13  
 3.10 Rendement .............................................. 13  
 3.11 Distribution de ∆9-THC dans les plantes de cannabis et ses   
produits dérivés .......................................... 14  
 3.12 Biosynthèse.............................................. 14  
 3.13 Produits du cannabis ...................................... 15  
 3.13.1 L’herbe de cannabis ................................ 15  
 3.13.2 La résine de cannabis (haschisch) .................... 17  
 3.13.2.1 La résine de cannabis des pays méditerranéens 17  
 3.13.2.2 La résine de cannabis d’Asie du Sud et du   
Sud-Ouest ............................... 17  
 3.13.2.3 La résine de cannabis provenant de   
“pollinisateurs”/“ice-o-lateurs”............... 18  
 3.13.3 Le cannabis liquide (huile de haschisch) .............. 19  
 3.13.4 Les graines de cannabis et l’huile de graine de cannabis . 20

vi  
Page  
 3.13.5 L’huile essentielle de cannabis ...................... 20  
 3.14 Estimation de l’âge des échantillons de cannabis ............... 20  
 3.15 Le cannabis destiné à la production de drogue ou de fibres ....... 21  
4. CONSTITUANTS CHIMIQUES D’INTÉRÊT MÉDICO-LÉGAL ....... 23  
5. ANALYSE QUALITATIVE ET QUANTITATIVE DES PRODUITS   
DU CANNABIS ...... ........................................ 27  
 5.1 Échantillonnage ........................................ 27  
 5.1.1 Échantillonnage des plantes (cultures intérieures et   
extérieures) ....................................... 27  
 5.1.2 Échantillonnage des saisies de produits du cannabis ..... 28  
 5.1.2.1 L’herbe de cannabis ....................... 28  
 5.1.2.2 La résine de cannabis ..................... 29  
 5.1.2.3 Le cannabis liquide (huile) ................. 29  
 5.2 Critères minimum d’identification positive pour le cannabis ...... 29  
 5.3 Analyse physique ........................................ 29  
 5.3.1 Caractéristiques macroscopiques ..................... 30  
 5.3.2 Caractéristiques microscopiques ..................... 32  
 5.4 Analyse chimique ........................................ 35  
 5.4.1 Généralités ...................................... 35  
 5.4.2 Préparation des échantillons pour l’analyse chimique ..... 35  
 5.4.2.1 Préparation de l’herbe de cannabis ........... 35  
 5.4.2.2 Préparation de la résine de cannabis .......... 36  
 5.4.2.3 Préparation de l’huile de cannabis ........... 36  
 5.4.3 Tests présomptifs ................................. 36  
 5.4.3.1 Tests colorimétriques ..................... 36  
 5.4.3.2 Tests immunologiques ..................... 39  
 5.4.4 Spectrométrie de mobilité ionique (IMS) .............. 39  
 5.4.5 Chromatographie sur couche mince (TLC) ............. 39  
 5.4.6 Chromatographie gazeuse — détection par ionisation de   
flamme (GC-FID), avec et sans dérivatisation ........... 42  
 5.4.6.1 Technique à colonnes capillaires ............. 42  
 5.4.7 Chromatographie gazeuse — spectrométrie de masse   
(GC-MS) ........................................ 45  
 5.4.8 Chromatographie en phase liquide à haute performance   
(HPLC).......................................... 45  
6. AUTRES TECHNIQUES ET APPROCHES POUR L’ANALYSE   
DES PRODUITS DU CANNABIS ............................... 49  
 6.1 Profilage GC-FID des saisies de produits du cannabis ........... 49  
 6.2 Micro-extraction sur phase solide (SPME) . . . . . . . . . . . . . . . . . . . . 49  
 6.3 Rapport des isotopes stables par spectrométrie de masse (IRMS) . 50  
 6.4 Profilage ADN ........................................... 50  
7. RÉFÉRENCES ................................................ 51

1  
1. Introduction  
1.1 Contexte  
Les produits du cannabis font l’objet du plus grand trafic de drogue dans le monde   
puisqu’ils correspondent à 65 % des cas de saisies au niveau mondial (1,65 millions   
de cas) en 2006. En 2006, 5 200 tonnes d’herbe et 1 000 tonnes de résine ont été   
saisies. Pratiquement aucun pays au monde n’échappe au trafic de cannabis. Par-  
allèlement, le cannabis demeure également la drogue la plus utilisée dans le monde,   
le nombre d’utilisateurs en 2006 ayant été estimé à 166 millions, ce qui correspond   
à environ 4 % de la population mondiale âgée de 15 à 64 ans.  
En même temps, et ceci surtout depuis la fin du siècle dernier, les méthodes de   
production sont devenues de plus en plus sophistiquées, avec pour résultat la disponi-  
bilité sur les marchés illicites d’une grande gamme de produits du cannabis à dif-  
férentes teneurs du principal ingrédient psychoactif, le delta-9-tétrahydrocannabinol   
(THC). Plus récemment, le débat concernant l’augmentation de la teneur en THC   
(fréquemment appelée “puissance”) dans les produits du cannabis a resurgit de   
nouveau.  
Il est donc nécessaire d’obtenir des données analytiques comparables entre labora-  
toires et dans le temps. Or, la législation de la plupart des pays n’exige pas d’analyse   
détaillée de la teneur en THC des différents produits et, là où de telles analyses   
sont pratiquées, l’utilisation de différentes approches et de divers schémas expéri-  
mentaux réduit les possibilités de comparaison des résultats. Par exemple, la conver-  
sion de constituants naturels, tels que l’acide tétrahydrocannabinolique (THCA) en   
THC, soit par le fait de fumer, soit sous certaines conditions analytiques, et la   
manière de refléter cette conversion dans les rapports analytiques, n’ont pas encore   
fait l’objet d’une standardisation au niveau international. Du point de vue techno-  
logique, l’analyse des produits du cannabis est encore plus complexe du fait de la   
disponibilité relativement limitée de matériaux de référence adéquatement définis   
pour le THC ainsi que d’autres cannabinoïdes\*.  
 \* Il est par ailleurs important de noter que le THC n’a été complètement caractérisé qu’au milieu   
des années 1960 et n’a été disponible comme matériau pur de référence que vers la fin des années 1960.   
Les résultats obtenus avant cela ne doivent donc pas être comparés aux résultats d’aujourd’hui et doivent   
être considérés comme approximatifs.

2 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Le présent manuel est une version mise à jour du manuel sur les “Méthodes   
 recommandées pour l’analyse du cannabis” (ST/NAR/8), publié en 1987, et com-  
porte d’importantes révisions. Il a été élaboré en tenant compte des avancées en   
matière de technologie analytique et des connaissances scientifiques concernant le   
cannabis, et dans le but de fournir la base analytique permettant une discussion   
objective sur l’évolution de la teneur en THC ainsi que les différences entre régions   
et produits.  
1.2 Objectif et utilisation du manuel  
Le présent manuel fait partie d’une série de publications semblables ayant trait à   
l’identification et à l’analyse de divers types de drogues sous contrôle international.   
Ces manuels sont le résultat d’un programme que poursuit l’UNODC depuis le début   
des années 1980, afin d’harmoniser et établir les méthodes d’analyse recommandées   
aux laboratoires nationaux d’analyse des drogues.  
Conformément à l’objectif global de cette série, le présent manuel propose des   
approches qui permettront aux analystes de drogues de choisir les méthodes appro-  
priées pour le type d’échantillon à examiner et fournit des données utiles pour ce   
type d’exercice tout en laissant une certaine liberté d’adaptation au niveau de sophis-  
tication des différents laboratoires et des besoins divers en matière de législation.   
La plupart des méthodes présentées dans ce manuel ont été validées et utilisées   
pendant plusieurs années dans des laboratoires reconnus et dans le contexte d’études   
interlaboratoires, d’exercices de collaboration et de tests de performance. Le lecteur   
doit cependant être conscient du fait qu’il existe un certain nombre d’autres méthodes,   
y compris des méthodes publiées dans la littérature scientifique médico-légale,   
 également susceptibles de fournir des résultats satisfaisants. Toute nouvelle méthode   
destinée à être utilisée dans le laboratoire du lecteur devra être validée et/ou   
vérifiée avant son utilisation en routine.  
Il existe par ailleurs plusieurs approches plus sophistiquées qui ne sont peut-être   
pas nécessaires pour des applications opérationnelles de routine. Les méthodes   
 décrites ici doivent donc être perçues comme offrant une ligne directrice, ce qui   
veut dire que des modifications d’ordre mineur en fonction des circonstances locales   
ne devraient normalement pas changer la validité des résultats. Le choix de la   
méthodologie et de l’approche à l’analyse ainsi que la décision quant à la nécessité   
de faire ou non appel à des méthodes complémentaires appartiennent à l’analyste   
et peuvent aussi dépendre de la disponibilité d’instruments appropriés et du niveau   
de preuve légalement acceptable dans la juridiction dans laquelle il/elle travaille.  
Il est aussi important de noter qu’il est vital que l’analyste de drogues puisse dis-  
poser de matériaux de référence et d’ouvrages sur les drogues addictives et les   
techniques d’analyse. Par ailleurs, l’analyste doit nécessairement rester bien informé   
des nouvelles tendances en termes d’analyse des drogues et suivre de manière sys-  
tématique la littérature la plus récente en sciences analytiques et médico-légales.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 3  
La Section scientifique et du laboratoire de l’UNODC appréciera toute observation   
sur le contenu et l’utilité du présent manuel. Les commentaires et suggestions   
devront être adressés à:  
Section scientifique et du laboratoire  
Office des Nations Unies contre la drogue et le crime  
Centre international de Vienne  
B.P. 500  
1400 Vienne  
Autriche  
Télécopie: (+43-1) 26060-5967  
Courrier électronique: Lab@unodc.org  
Toute demande de manuels, de directives et d’autres publications scientifiques et   
techniques doit être envoyée à l’adresse ci-dessus.

5  
2. Production illicite de produits   
du cannabis  
2.1 Le marché du cannabis  
Les produits du cannabis sont de loin les drogues addictives les plus répandues sur   
le marché des drogues illicites. Le cannabis peut être cultivé pratiquement dans   
n’importe quel pays et, dans les pays techniquement avancés, il est de plus en plus   
cultivé en intérieur.  
La production d’herbe de cannabis (marie-jeanne) est très dispersée et existe prati-  
quement dans tous les pays du monde. La résine de cannabis (haschish) est produite   
dans quelque 65 pays, les principales sources étant l’Afrique du Nord et les pays   
de l’Asie du Sud-Ouest, notamment l’Afghanistan et le Pakistan.  
L’Afrique abrite le plus grand producteur mondial de résine de cannabis cultivé en   
extérieur, le Maroc, où l’on sait que se trouve la plus grande surface cultivée de   
cannabis. La plupart de la résine de cannabis saisie en Europe continue de provenir   
du trafic depuis le Maroc. La résine de ce pays possède des caractéristiques com-  
munes avec celle d’autres pays du sud et de l’est de la Méditerranée (voir la   
rubrique 3.13.2.1).  
L’Afghanistan est le deuxième producteur mondial de résine produite à partir de   
cannabis cultivé en bordure des champs de pavot à opium. La résine de ce pays   
partage des caractéristiques avec la résine d’autres parties du sous-continent indien   
(voir la rubrique 3.13.2.2). Le Liban a été l’un des plus grands fournisseurs de résine   
et pourrait encore l’être si ce n’était pour la poursuite des efforts d’éradication.  
En ce qui concerne l’herbe de cannabis, le continent américain comptait pour 55 %   
de la production mondiale en 2006, suivi de l’Afrique (environ 22 %). La plupart   
de l’herbe de cannabis est produite pour les marchés intérieurs et pour l’exportation   
vers des pays voisins, si bien que le trafic international d’herbe de cannabis est   
assez limité.  
Depuis les années 1970, les cultivateurs de cannabis en Amérique du Nord et en   
Europe ont travaillé au développement de cannabis plus puissant et le marché de   
sinsemilla très puissante, produite en intérieur (voir la rubrique 3.6.1) est

6 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
en expansion dans de nombreux pays consommateurs clefs. La puissance de la   
sinsemilla a augmenté de manière spectaculaire au cours des dix dernières années   
aux États-Unis, au Canada et aux Pays-Bas — les trois pays à l’avant-garde de la   
technologie de croisement et de production du cannabis — et il semblerait que sa   
part de marché est en augmentation dans de nombreux pays.  
Cependant, rien ne prouve que la puissance effective\* du cannabis sur le marché   
européen ait augmenté de manière significative. Ceci est dû au fait que, dans la   
plupart des pays européens, c’est le cannabis importé (herbe et résine) qui continue   
de dominer le marché et que la puissance de ces produits importés est restée stable   
depuis de nombreuses années, à environ 6-8 %. L’augmentation de la puissance du   
cannabis observée dans certains pays depuis la fin des années 1990 vient du fait   
que l’herbe de cannabis, obtenue à partir de croisements à teneur élevée en THC   
et en faisant appel à des techniques hydroponiques intensives, est plus disponible   
qu’auparavant. La culture de l’herbe de cannabis en intérieur est aujourd’hui prati-  
quée dans la plupart si ce n’est l’ensemble des pays européens. En dépit de cette   
tendance vers une culture domestique en intérieur en Europe, l’importation de pro-  
duits du cannabis de culture en extérieur, notamment la résine de cannabis, est   
néanmoins encore observée, particulièrement en Europe centrale [1, 2].  
Des séries limitées de données temporelles sur la puissance du cannabis indiquent   
que la concentration moyenne de ∆9-THC dans les saisies d’herbe de cannabis   
domestique est passée d’environ 1,5 % dans les années 1980 à environ 4 % vers la   
fin des années 1990 et environ 10 % au cours des cinq dernières années [3, 4].   
Selon de récents rapports de plusieurs pays européens, la concentration moyenne de   
THC (puissance) va jusqu’à 15-20 % de certains matériaux herbeux, même s’il   
existe une variation importante entre les échantillons au cours d’une même année   
[5, 6, 7, 8].  
Bien que l’herbe de cannabis très puissante issue de culture en intérieur ait une   
teneur en THC plus élevée que la résine de cannabis du Maroc, cette dernière est   
toujours vendue en Europe et les utilisateurs de cannabis expérimentés considèrent   
qu’elle produit une défonce satisfaisante.  
On trouvera un bilan plus récent et plus détaillé de la production, du trafic et de la   
consommation de cannabis au niveau mondial dans les Rapports annuels sur la   
drogue publiés par l’Office des Nations Unies contre la drogue et le crime [9].  
 \* Le terme “puissance effective” fait référence à la puissance moyenne pondérée de tous les produits   
du cannabis, en tenant compte de leur disponibilité relative.

7  
3. Description de la plante de cannabis   
et des produits illicites du cannabis  
3.1 Nom  
Cannabis sativa L. (Linnaeus)  
3.2 Synonymes  
Il existe de nombreux noms locaux ou vernaculaires et divers synonymes pour   
nommer le cannabis, et il n’est pas du registre de ce manuel de les fournir tous.   
Parmi ceux-ci, on retiendra: chanvre, marie-jeanne, beuh, gandia, herbe, chènevis   
pour n’en nommer que quelques-uns [10].  
3.3 Taxonomie  
Les genres Cannabis et Humulus (houblon) appartiennent à la même famille (les   
cannabacées, parfois appelées cannabinacées). Le cannabis est généralement considéré   
comme une plante monospécifique (Cannabis sativa L.), divisée en plusieurs sous-  
espèces (C. sativa ssp. sativa, C. sativa ssp. indica, C. sativa ssp. ruderalis, C sativa   
ssp. spontanea, et C. sativa ssp. kafiristanca) [11]. Cependant, les distinctions chimi-  
ques et morphologiques selon lesquelles le cannabis a été divisé en ces sous-espèces   
ne sont souvent pas très claires, semblent modifiables en fonction de l’environnement   
et varient de manière continue. Dans la plupart des cas, il suffit d’appliquer le nom   
de Cannabis sativa à toutes les plantes de cannabis que l’on rencontre [12].  
3.4 Aspect physique  
Le cannabis est une plante annuelle à fleurs dioïques\*. Les plantes à étamines   
(mâles) sont généralement plus grandes mais moins robustes que les plantes à pistils   
(femelles). Les tiges sont droites et peuvent varier entre 0,2 et 6 m de hauteur.   
Cependant, la plupart des plantes n’atteignent que 1 à 3 m. Le degré de ramification,   
tout comme la hauteur des plantes, dépend de facteurs environnementaux et   
 héréditaires ainsi que de la méthode de culture (voir aussi la rubrique 5.3.1).  
 \* La plupart des plantes sont dioïques (les fleurs mâles et femelles ne sont pas sur la même plante)   
mais on trouve également des plantes monoïques (portant à la fois des fleurs mâles et femelles).

8 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Figure 1. Aspects morphologiques de Cannabis sativa L. [13]  
A Inflorescence de la plante mâle 7 Fleur à pistil mettant en évidence l‘ovaire   
 (à étamines) (section longitudinale)  
B Plante femelle (à pistil) fructifère 8 Graine (akène\*) avec bractée  
1 Fleur à étamines 9 Graine sans bractée  
2 Étamine (anthère et filament court) 10 Graine (vue latérale)  
3 Étamine 11 Graine (coupe transversale)  
4 Grains de pollen 12 Graine (coupe longitudinale)  
5 Fleur à pistils avec bractée 13 Graine sans péricarpe (pelée)  
6 Fleur à pistils sans bractée  
 \* La graine est en fait un fruit ou, techniquement, un akène. Il contient une seule graine à   
enveloppe dure.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 9  
Hibiscus cannabinus  
Urtica cannabina  
(Image: [14])  
Acer palmatum  
Dizygotheca elegantissima  
(Image: [15])  
3.5 Similitudes  
Plusieurs espèces de plantes ont des caractéristiques morphologiques ressemblant   
plus ou moins à celles de Cannabis sativa. Certaines d’entre elles sont illustrées   
ci-dessous. Cependant, si l’on observe leurs caractéristiques macroscopiques et/ou   
microscopiques plus attentivement, il est difficile de les confondre [12]. En outre,   
il existe aussi des tests présomptifs qui permettent de différencier Cannabis sativa   
d’autres matériaux végétaux (voir la rubrique 5.4.3).  
Figure 2. Quelques espèces de plantes ayant des caractéristiques morphologiques   
semblables à celles de Cannabis sativa L.

10 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Figure 2. Quelques espèces de plantes ayant des caractéristiques morphologiques   
semblables à celles de Cannabis sativa L. (suite)   
Datisca cannabina  
(Image: [16])  
Potentilla recta  
On peut confondre les graines de houblon commun (Humulus lupulus) et de houblon   
japonais (Humulus japonicus) avec les graines de Cannabis sativa. Cependant, la   
présence d’un motif réticulé caractéristique (en “écaille de tortue”) à la surface des   
graines de cannabis permet de les distinguer aisément.  
Figure 3. Graines possédant des caractéristiques morphologiques semblables   
à celles de Cannabis sativa L.  
   
 Cannabis sativa Humulus lupulus Humulus japonicus  
3.6 Croisements  
La plante est surtout adaptée à une argile bien structurée de pH neutre ou alcalin   
et aux limons ayant une bonne capacité de rétention d’eau sans engorgement.  
Parmi les nombreux essais de croisement, celui entre les souches sativa et indica a   
donné naissance au “skunk”, un hybride qui serait à 75 % sativa et 25 % indica.  
Il semblerait que cette souche est l’une des premières associant la hauteur teneur   
en THC de C. sativa ssp. sativa au cycle rapide de développement et au rendement

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 11  
de C. sativa ssp. indica. Dans certains pays, le cannabis à haute teneur en THC est   
aujourd’hui souvent appelé “skunk”.  
3.6.1 La sinsemilla (“sans graines” en espagnol)  
Le terme sinsemilla s’applique à une technique de culture plutôt qu’à une souche   
génétique. Le cannabis ayant la plus haute teneur en THC comporte exclusivement   
des sommités fleuries (“bourgeons”) qui restent non fertilisées pendant toute leur   
maturité et ne contiennent par conséquent pas de graines. La production de sinsemilla   
exige que les plantes femelles soient identifiées et ne soient pas exposées au pollen.  
3.6.2 Clonage  
C’est la pratique du clonage qui a fourni l’élan initial le plus évident pour la pro-  
duction de sinsemilla. Le clonage signifie tout simplement la propagation à partir   
d’une plante “mère” performante. Cette bouture est amenée à former des racines   
avant d’être transplantée. Il s’agit d’une copie génétique de la mère et la plante peut   
donc être utilisée pour produire d’autres boutures. Un mètre carré de plantes mères   
peut produire de nombreux clones par semaine.  
3.6.3 Hermaphrodites produits artificiellement  
Bien que la génétique prédispose une plante à devenir mâle ou femelle, les facteurs   
environnementaux, y compris le cycle de lumière diurne, peuvent modifier le genre   
(hermaphrodites). Les hermaphrodites naturels possédant les parties mâles et femelles   
sont généralement stériles mais les hermaphrodites produits artificiellement peuvent   
avoir des organes reproductifs tout à fait fonctionnels. Les graines “féminisées”   
vendues par de nombreux fournisseurs de graines commerciales sont obtenues à   
partir de femelles artificiellement rendues hermaphrodites et ne possédant pas le   
chromosome mâle ou en traitant les graines avec des hormones ou du thiosulfate   
d’argent. Ainsi, il est possible de produire des plantes ne possédant que le pistil   
(femelles) à partir de graines [17,18].  
3.6.4 Production en extérieur  
La principale production de cannabis dans le monde se fait encore en extérieur et   
ces plantes sont généralement mais pas nécessairement cultivées à partir de graines.  
La production de sinsemilla en extérieur s’effectue en identifiant et en détruisant   
les plantes mâles avant la pollinisation ou en faisant appel à des femelles rendues   
artificiellement hermaphrodites (voir la rubrique 3.6.3).

12 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
3.6.5 Production en intérieur  
La culture de cannabis à partir de graines signifie que la moitié de la récolte com-  
porte des plantes mâles indésirables. Dans le cas d’une production en serre avec   
optimisation des coûts, ceci est généralement évité par le biais aisé du clonage. Le   
clonage et la production en intérieur vont de pair. On rencontre la production en   
intérieur surtout dans les pays à technologie avancée, où de grands sous-sols ou des   
fabriques abandonnées peuvent généralement être aménagés. Une ou plusieurs pièces   
d’une maison ou du domicile sont aussi souvent utilisées comme salle de culture,   
notamment par des techniques hydroponiques, c’est-à-dire en faisant pousser les   
plantes dans des solutions de nutriments et non pas dans la terre.  
Dans la terre, le pH optimal pour la plante se situe entre 6,5 et 7,2. Dans le cas   
d’une culture hydroponique, la solution de nutriments est optimale lorsque son pH   
est de 5,2 à 5,8, ce qui rend le cannabis bien adapté à la culture hydroponique et   
donc à la production en intérieur car cette fenêtre de pH est hostile à la plupart des   
bactéries et des champignons [19]).  
On trouvera un exemple et un bilan des tendances de culture illicite du cannabis au   
Royaume-Uni, y compris les implications légales et médico-légales s’y rapportant,   
dans la référence [20].  
3.7 Le cannabis industriel  
Le cannabis industriel (chanvre industriel) comprend un certain nombre de variétés   
de Cannabis sativa L. destinées aux besoins agricoles et industriels. Elles sont   
cultivées pour les graines et les fibres. Le cannabis industriel se caractérise par une   
teneur faible en THC et une concentration élevée de cannabidiol (CBD). Dans la   
plupart des pays européens, la limite supérieure légale pour les cultures de cannabis   
est actuellement de 0,2 % de THC (0,3 % au Canada). Le rapport de CBD à THC   
est supérieur à un.  
Dans de nombreux pays, il existe des “listes de cultivars approuvés”. Les variétés   
pour lesquelles on observe systématiquement un dépassement de la concentration   
de THC légalement acceptable peuvent être retirées de ces listes.  
La récolte pour les fibres s’effectue à la fin de la floraison des plantes femelles et   
avant la formation des graines.  
3.8 Floraison  
La floraison démarre habituellement lorsqu’il y a plus de onze heures d’obscurité   
par jour. Le cycle de floraison peut durer entre quatre et douze semaines, en fonction

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 13  
de la souche et des conditions environnementales. Le délai de floraison donné par   
les compagnies qui vendent des graines est le temps qui s’écoule jusqu’à la floraison   
pour les plantes cultivées à partir de graines. Les plantes cultivées à partir de   
 boutures peuvent prendre environ une semaine de plus pour terminer de fleurir.  
3.9 Récolte  
Un bon signe de maturité est la couleur des structures qui ressemblent à des cheveux   
(stigmates). Généralement, lorsqu’une fleur mûrit, elle se flétrit et brunit. Lorsqu’en-  
viron 75 % des stigmates sont devenus bruns, les plantes sont prêtes à récolter.  
3.10 Rendement  
Les estimations du rendement moyen et/ou minimal sont intéressantes du point de   
vue légal et médico-légal. Cependant, les estimations de rendement sont une affaire   
délicate, dépendent fortement du cultivar/de la souche, de la technique de culture,   
de la nutrition, ainsi que de l’intensité, de la durée et du rythme d’illumination,   
entre autres. Des études menées en Australie et en Nouvelle-Zélande ont montré   
que les rendements de plantes cultivées en intérieur et en extérieur varient tellement   
qu’appliquer une formule donnée pour le matériau humide/sec vendable ou en termes   
de grammes par plante ou par mètre carré n’a pas beaucoup de sens\*.  
Néanmoins, il existe des études empiriques, lesquelles ont été résumées ci-dessous.   
Les variations dues aux différents facteurs de culture, mentionnés ci-dessus, doivent   
être pris en compte.  
Des études menées en Allemagne, aux Pays-Bas et par EUROPOL sont rapportées   
comme suit:  
Tableau I. Rendements indicatifs minimum et/ou moyen de sommités fleuries   
par plante de cannabis cultivée en intérieur  
Rendement minimum (g/plante) Rendement moyen (g/plante) Référence  
22 21  
25 40 22  
33,7 24  
28 25  
 \* Données non publiées.

14 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Tableau II. Rendements indicatifs d’herbe de cannabis séchée par unité de   
 surface cultivée  
Culture en extérieur (g/m2) Culture en intérieur (g/m2) Référence  
75 23  
505 24  
400 25  
La référence 23 indique également qu’il faut environ 100 kg d’herbe de cannabis   
(“kif”) pour produire 1 à 3 kg de résine.  
3.11 Distribution de ∆9-THC dans les plantes de   
cannabis et ses produits dérivés [26]  
La teneur\* en THC varie en fonction de la partie de la plante:  
 10 à 12 % dans les fleurs à pistils  
 1 à 2 % dans les feuilles  
 0,1 à 0,3 % dans les tiges  
 < 0,03 % dans les racines  
La teneur en THC des différents produits du cannabis (herbe, résine et huile) dépend   
du rapport des diverses parties de la plante utilisées pour sa production. Une étude   
menée en Suisse en 2006 a montré, par exemple, que les deux tiers des saisies   
d’herbe de cannabis avaient une teneur en THC allant de 2 à 12 %. La teneur en   
THC des deux tiers des saisies de résine allait de 4 à 21 %, selon les conditions   
de culture et les méthodes de production (voir aussi le chapitre 3.13.2), alors que   
l’extraction à partir de résine et/ou de sommités fleuries peut donner de l’huile de   
cannabis ayant une concentration de THC allant jusqu’à 60 % [27].  
Pour plus d’informations sur la teneur en THC des produits du cannabis saisis à   
travers le monde, voir aussi les Rapport mondiaux sur la drogue de l’UNODC [9].  
3.12 Biosynthèse  
On pensait jusqu’à récemment que la formation d’acide tétrahydrocannabinolique   
(THCA, le précurseur du THC) s’effectuait par cyclisation de l’acide cannabidiolique   
(CBDA). Des études plus récentes ont mis en évidence que cet acide est en réalité   
formé par oxydocyclisation de l’acide cannabigérolique (CBGA) par l’enzyme   
THCA-synthase [28, 29, 30, 31].  
 \* Les chiffres concernant la teneur en THC concernent “la teneur totale” (voir la rubrique 5.4.1).

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 15  
CBGA est le précurseur du THCA ainsi que du CBDA et de l’acide cannabichro-  
ménique (CBCA). Le THC, le CBD et le cannabichromène (CBC) correspondants   
sont générés par décarboxylation.  
Le cannabinol (CBN) est un produit de dégradation du THC, c’est-à-dire qu’on ne   
le trouve pas naturellement et qu’il s’agit d’un artefact (voir également le   
chapitre 3.14).  
3.13 Produits du cannabis  
La plante de cannabis est cultivée pour les fibres textiles depuis des siècles. Les   
autres produits légitimes du cannabis comprennent les graines de cannabis, l’huile   
de graine de cannabis et l’huile essentielle de cannabis.  
Les produits illicites du cannabis appartiennent à trois catégories principales: l’herbe   
de cannabis, la résine de cannabis et le cannabis liquide (huile de cannabis). Il est   
utile d’insister sur le fait qu’aucun des produits illicites du cannabis ne se ressem-  
blent dans leur aspect physique. Produits à partir d’une variété de produits naturels   
grâce à un procédé batch susceptible de varier énormément, et ultérieurement soumis   
à des procédés et des transformations pour leur trafic, les produits du cannabis se   
présentent dans les marchés illicites sous une multitude de formes.  
3.13.1 L’herbe de cannabis  
Suivant les croyances traditionnelles, on pense encore aujourd’hui que seules les   
sommités fruitées et fleuries ainsi que les feuilles près des sommités fleuries contien-  
nent des quantités significatives de constituants psychoactifs (THC); on les appelle   
les parties “riches en drogue”, et ce sont généralement uniquement ces parties de   
la plante qui sont vendues sur le marché illicite (B de fig. 1, page 8).  
De fait, ce sont ces parties qui contiennent la plus grande quantité de THC. Cepen-  
dant, l’herbe de cannabis consommée de manière illicite comprend aussi des feuilles   
plus grandes situées plus loin des sommités fleuries.  
Les feuilles près des sommités fleuries mâles de plantes de cannabis puissantes   
contiennent également des quantités consommables de THC. Toutefois, leur teneur   
en THC est beaucoup plus faible que celle des plantes femelles et ces feuilles ne   
constituent donc pas un matériau de premier choix. La tige centrale et les principales   
tiges latérales contiennent peu de THC mais elles peuvent malgré tout être utilisées   
pour la production d’huile de cannabis.  
Les feuilles et les fleurs séchées de la plante de cannabis sont connues sous le nom   
de “marie-jeanne” mais il existe une foule d’autres noms régionaux [10]. On trouve

16 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
sur le marche illicite de la “marie-jeanne” non transformée, c’est-à-dire brute, obte-  
nue directement de la plante (aussi appelée “fleur séchée”), transformée sous forme   
de plaques ou de pastilles compressées, ou en matériau moulu. La présentation des   
matériaux herbeux sur le marché illicite varie énormément d’une région du monde   
à l’autre et à l’intérieur des pays de chacune des régions.  
On peut obtenir un produit de haute qualité en tamisant l’herbe de cannabis afin   
d’éliminer les parties de la plante contenant relativement peu, ou pas, de cannabi-  
noïdes. Essentiellement, ceci élimine les graines et pratiquement tout le matériau   
des tiges. L’ensemble du matériau herbeux qui passe à travers le tamis est dérivé   
des sommités fruitées et fleuries, si bien que l’on obtient un enrichissement relatif   
en THC. Sur le marché illicite, ce produit est connu sous le nom de “kif”. C’est   
un produit caractéristique de l’Afrique du Nord. Ce matériau est riche en résine de   
cannabis et peut être compressé en tablettes, dont l’aspect physique ressemble aux   
tablettes de résine de cannabis (haschisch). Cependant, si l’on examine ces tablettes   
au microscope, on voit qu’elles ont encore les caractéristiques essentielles de l’herbe   
(voir aussi la rubrique 5.3.2), et sont donc considérées comme une forme de   
 “marie-jeanne purifiée”.  
Une troisième manière de produire de l’herbe de cannabis de haute qualité, manière   
prédominante dans certains pays d’Europe, est la production en intérieur. On utilise   
généralement des hybrides extrêmement puissants tels que le “skunk”, la “veuve   
blanche”, etc. dans des conditions de culture optimisées. La propagation est effectuée   
principalement par clonage des plantes mères (voir la rubrique 3.6.2); il est   
aujourd’hui rare de rencontrer des plantes. Les locaux utilisés pour la culture en   
intérieur sont souvent des sous-sols, d’anciennes usines, des entrepôts ainsi que des   
parties inutilisées de locaux industriels et commerciaux. Ils sont fréquemment équi-  
pés d’un système automatisé d’alimentation en eau et en nutriments, d’un système   
de climatisation, de systèmes permettant de filtrer et de désodoriser l’air sortant et   
d’un éclairage automatique reproduisant les phases diurnes et nocturnes. La combi-  
naison de conditions de culture idéales et de cultivars à haute teneur en THC permet   
d’obtenir des produits ayant un taux maximal de THC, souvent deux à dix fois plus   
élevé que celui que l’on pouvait observer à la fin des années 1980. Il n’est pas   
inhabituel aujourd’hui de rencontrer de l’herbe de cannabis ayant une teneur en   
THC de plus de 10 %, de la résine de cannabis contenant 25 % de THC ou de   
l’huile de cannabis avec un taux de THC de 60 %.  
Le procédé de séchage est simple. Soit les parties contenant la drogue sont coupées,   
soit la plante entière est suspendue à l’envers et séchée à l’air libre. Le séchage est   
achevé lorsque les feuilles près des sommités fleuries deviennent cassantes. Selon   
le degré d’humidité et la température ambiante, ce processus peut prendre autour   
de 24 à 72 heures. Le taux d’humidité résiduelle dans le matériau est d’environ   
8 à 13 %. Ce matériau est directement utilisable pour fumer un joint et peut se   
conserver pendant plusieurs mois bien que le THC se dégrade avec le temps lorsqu’il   
est exposé à l’air, à la lumière et à l’humidité.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 17  
3.13.2 La résine de cannabis (haschisch)  
Les sécrétions résineuses de la plante, produites par les trichomes glandulaires (voir   
la rubrique 5.3.2) peuvent être collectées pour obtenir un produit à plus forte teneur   
en THC et ne contenant pratiquement pas de matériau végétal reconnaissable. En   
plus des sécrétions, ce produit contient un matériau végétal plus fin et a un aspect   
de poudre collante, compressée ou non, selon la méthode de production.  
La production de résine de cannabis se concentre principalement dans deux régions   
du monde. Les pays du sud et de l’est de la Méditerranée constituent l’une de ces   
deux régions, et les pays d’Asie du Sud et du Sud-Ouest forment l’autre région.   
Divers procédés ont été utilisés dans ces deux régions pour la production de résine   
de cannabis. Cependant, en général, les pays d’une même région utilisent des tech-  
niques semblables. Le tamisage est une importante composante du procédé dans les   
deux régions.  
3.13.2.1 La résine de cannabis des pays méditerranéens  
Dans cette région, le matériau herbeux séché est typiquement battu. Le battage, qui   
est souvent effectué contre un mur, sert à séparer les parties productrices de résine   
du reste de la plante. Les particules de résine de cannabis et les fragments de feuilles   
de cannabis, ainsi que les graines de cannabis, se détachent des parties plus   
 fibreuses de la plante. Ces dernières sont jetées. Le matériau est alors tamisé afin   
d’éliminer les graines et les parties fibreuses les plus grosses. Le produit qui en   
résulte est enrichi en résine et donc en THC. À ce stade, le matériau n’a pratique-  
ment plus de caractéristiques botaniques macroscopiques mais un certain nombre   
d’entre elles peuvent encore être observées au microscope. À ce stade, son aspect   
physique est celui d’une poudre fine et collante et il est généralement compressé   
en tablettes. Un logo en relief, qui peut être utilisé à des fins de caractérisation et   
de comparaison, est parfois cacheté sur les tablettes. Dans certains pays (à l’est de   
la Méditerranée) le matériau est placé dans des sacs de toile avant la compression,   
alors qu’ailleurs (en Afrique du Nord) on ajoute un emballage de cellulose avant la   
compression. Dans la zone méditerranéenne du Nord-Est et en Europe centrale, la   
poudre fine et collante est parfois vendue sans même avoir été compressée sous forme   
de tablettes.  
3.13.2.2 La résine de cannabis d’Asie du Sud et du Sud-Ouest  
Une approche différente à la production de résine de cannabis est utilisée dans les   
pays d’Asie du Sud et du Sud-Ouest. Les sommités fruitées et fleuries des plantes   
de cannabis qui y sont cultivées contiennent des taux élevés de résine si bien que   
ces parties de la plante sont très collantes au toucher. Lorsque les sommités fructifères   
et florifères d’une plante fraîche sont frottées entre les paumes des deux mains, la   
résine est transférée de la plante vers la paume de la main. Une approche alternative

18 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
est de frotter ces parties de la plante contre des nappes de caoutchouc ou de marcher   
dans un champ de plantes de cannabis en portant une toile caoutchoutée ou un   
vêtement de cuir. La résine s’accumule à la surface du vêtement lorsque celui-ci   
frôle les sommités fructifères et florifères de la plante; une fois qu’une quantité   
suffisante de matériau a été collectée, on peut racler la toile caoutchoutée ou le   
cuir pour récupérer le matériau qui est alors compressé en tablettes. La technique   
décrite ci-dessus peut être appliquée à la plante non coupée dans les champs. Une   
autre possibilité consiste à collecter les sommités fructifères et florifères de la   
même manière que pour la production d’herbe de cannabis, de les laisser sécher,   
puis de les briser et de les écraser entre les mains pour former une poudre gros-  
sière. Cette poudre est alors tamisée afin de la rendre aussi fine que celle que l’on   
obtient dans la région méditerranéenne. La poudre fine, qui est encore verte, est   
conservée dans des sacs de cuir pendant quatre à cinq mois. La poudre est alors   
exposée au soleil pendant une courte période — toutefois suffisamment longue pour   
permettre à la résine de fondre. Elle est remise dans les sacs de cuir pendant   
 quelques jours, après quoi elle est ressortie et bien pétrie avec des rouleaux en   
bois jusqu’à ce qu’une certaine quantité de matériau huileux apparaisse à la surface.   
Le matériau est pétri jusqu’à ce qu’il soit apte à être compressé sous forme   
de tablettes.  
Une méthode fondamentalement différente, qui a également été utilisée dans certai-  
nes parties d’Asie du Sud et du Sud-Ouest, implique l’immersion du matériau végé-  
tal, sans les tiges, dans de l’eau bouillante. Ceci a pour but d’éliminer la résine des   
sommités fructifères et florifères. Le matériau végétal utilisé pour l’extraction est   
jeté et une couche de résine solidifiée se forme à la surface du liquide d’extraction   
une fois que celui a refroidi. La résine est collectée et façonnée en tablettes ou de   
la forme désirée. Le problème de cette méthode est qu’elle introduit de l’eau dans   
la résine, ce qui fait que les tablettes de résine ainsi obtenues ont tendance à moisir   
au bout d’un certain temps. En termes de quantité, peu de résine de cannabis est   
obtenue de cette manière plus élaborée.  
3.13.2.3 La résine de cannabis de “pollinisateurs”/“ice-o-lateurs”  
Avec la culture en intérieur, une méthode efficace de séparation de la résine a été   
développée. Un appareil comparable à un sèche-linge doublé d’un filet à mailles   
serrées est placé dans une boîte doublée de matière plastique. Cet appareil, appelé   
“pollinisateur” est partiellement rempli de sommités fructifères et florifères de   
 plantes de cannabis séchées et congelées. L’utilisation de basses températures rend   
la résine moins collante. Pendant la rotation du pollinisateur, les parties des feuilles   
et des sommités fleuries contenant du THC se cassent et passent à travers le filet.   
Elles collent à la paroi et à la base plastifiées et peuvent ensuite être collectées sous   
forme de poudre fine. Ce procédé permet un enrichissement en THC d’un facteur   
de 8 par rapport au matériau sec initial.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 19  
Une méthode semblable est utilisée pour produire ce que l’on appelle le “ice hash”   
(hash glace), où le matériau végétal séché est placé dans une passoire grossière avec   
des glaçons puis agité à l’aide d’un agitateur de peinture mécanique. La glace fait   
geler les boulettes de résine, qui tombent alors de la plante. Le processus est répété   
en série avec des passoires de plus en plus fines jusqu’à l’obtention d’un produit   
sous forme de poudre.  
3.13.3 Le cannabis liquide (huile de haschisch)  
Le cannabis liquide est un liquide extrait à partir d’herbe de cannabis ou de résine   
de cannabis. Le cannabis liquide est produit afin de concentrer l’ingrédient psycho-  
actif, à savoir le THC. Ceci peut permettre aux trafiquants d’éviter l’interdiction   
puisqu’une plus grande quantité de matériau psychoactif se trouve concentrée dans   
une plus petite quantité de produit. Il est également intéressant pour le trafiquant de   
pouvoir mettre le cannabis liquide dans n’importe quelle cavité et d’utiliser des cachettes   
qui ne peuvent pas facilement contenir de l’herbe de cannabis ou de la résine de   
cannabis, ce qui réduit les risques de détection par la forme ou l’odeur du matériau.  
L’extraction s’effectue dans un récipient approprié contenant un solvant organique   
(ex. éther de pétrole, éthanol, méthanol, acétone) à température ambiante, en remuant,   
par extraction passive ou au reflux.  
Lorsqu’on juge que le lot de cannabis ou de résine de cannabis a été complètement   
extrait, la suspension est filtrée et le matériau extrait est jeté. Si nécessaire, un deuxième   
lot de cannabis frais peut être placé dans le récipient et extrait avec le lot de solvant   
utilisé pour la première extraction. Ce procédé peut être répété aussi souvent que   
nécessaire, en utilisant plusieurs lots de cannabis et de résine de cannabis pour un   
seul lot de solvant d’extraction. Après l’extraction du dernier lot, le solvant est   
 évaporé pour obtenir la consistance d’huile requise. Dans les laboratoires clandestins,   
Figure 4. “Pollinisateur” et résine collante en poudre (produit) [32]

20 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
particulièrement dans les pays où les solvants organiques sont chers ou difficiles à   
acheter, le solvant en excès peut être récupéré pour une utilisation ultérieure.  
En général, le cannabis liquide, qu’il soit préparé à partir de cannabis ou de résine   
de cannabis, est de couleur marron foncé ou vert foncé et a la consistance d’une   
huile épaisse ou d’une pâte.  
3.13.4 Les graines de cannabis et l’huile de graine   
de cannabis  
Les graines de cannabis représentent une source mal connue mais importante d’aci-  
des gras Ω-3. L’huile de graine de cannabis est un liquide jaune transparent. La   
graine contient environ 29 à 34 % d’huile en termes de poids [33]. Cent grammes   
d’huile de graine de cannabis contiennent environ 19 g d’acide α-linolénique. Le   
rapport d’acides gras Ω-6/Ω-3 de 3:1 fait de l’huile de graine de cannabis un nutri-  
ment de haute qualité. Cependant, en raison de sa haute proportion d’acides gras   
non saturés, son huile tend à rancir rapidement si elle n’est pas conservée dans un   
endroit sec à l’abri de la lumière.  
Bien que la graine soit enveloppée dans la bractéole, la partie de la plante ayant la   
plus grande densité de trichomes glandulaires et donc la plus haute teneur en THC,   
les graines elles-mêmes ne contiennent pas de THC. Cependant, elles peuvent être   
contaminées avec des matériaux de cannabis (ex. des sommités fleuries, des enve-  
loppes ou de la résine) si bien que l’on pourra détecter des traces de THC. De   
même, si l’on détecte du THC dans de l’huile de graine de cannabis, celui-ci provient   
sans doute d’une mauvaise séparation des graines et de la bractée [34].  
3.13.5 L’huile essentielle de cannabis  
L’huile essentielle de cannabis est un liquide légèrement jaune et transparent. Elle   
est obtenue par distillation à la vapeur de plantes de cannabis fraîchement coupées.   
Il n’y a pas de demande importante pour cette huile essentielle et il semblerait qu’il   
s’agit plutôt d’un produit annexe de la production d’huile de graine ou d’huile de   
haschisch. L’huile essentielle ne contient pas de THC mais est responsable de l’odeur   
caractéristique des produits du cannabis, ce qui permet aux chiens renifleurs de les   
identifier.  
3.14 Estimation de l’âge des échantillons   
de cannabis  
Il n’y a pas de CBN dans le cannabis fraîchement et précautionneusement séché.   
S’il est présent, c’est que l’échantillon a commencé à se dégrader et ne doit pas

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 21  
être utilisé à titre comparatif. Il est possible d’estimer l’âge d’un échantillon de   
cannabis donné sur la base de sa teneur en THC et en CBN en supposant qu’il a   
été conservé à température ambiante. C’est pour cette raison que l’analyse à des   
fins comparatives n’est généralement pas effectuée plus de trois mois après la saisie   
de l’échantillon [35].  
Le THC semble se dégrader plus rapidement au cours de la première année que   
durant les années suivantes. Une étude indique que les échantillons ayant un rapport   
CBN à THC de moins de 0,013 ont moins de six mois alors que ceux qui ont un   
rapport entre 0,04 et 0,08 ont un à deux ans. Cependant, il est important de prendre   
en compte les variations par rapport aux conditions expérimentales lorsqu’on fait   
appel à cette méthode pour estimer l’âge des échantillons de cannabis [36].  
3.15 Le cannabis destiné à la production   
de drogue ou de fibres  
Comme il a été décrit dans la rubrique 3.7, la concentration totale de THC est   
utilisée pour définir le cannabis de type fibres (cf. la limite supérieure légale actuelle   
de THC pour le chanvre industriel de 0,2 et 0,3 % pour l’Europe et le Canada   
respectivement). Une autre manière simple de distinguer entre le cannabis type   
drogue ou type fibres est d’utiliser le rapport des principaux cannabinoïdes, le THC,   
le CBN et le CBD [37].  
Comme il a été décrit plus haut dans la rubrique 3.12, le CBD et le THC sont tous   
deux des dérivés biosynthétiques du CBGA par le biais des acides CBDA et THCA   
respectivement. Si le rapport des aires de pic\*\* de [THC+CBN] : [CBD] est <1, la   
plante de cannabis est considérée de type fibres. Si le rapport est >1, elle est consi-  
dérée de type drogue. Comme le THC est partiellement oxydé en CBN une fois   
que le matériau végétal a été coupé et séché, la somme des aires de pic de THC et   
de CBN est utilisée et divisée par l’aire du pic de CBD.  
[THC] Aire de THC dans le chromatogramme  
X > 1 Cannabis de type drogue  
X < 1 Cannabis de type fibres  
 \* C’est-à-dire le rapport des aires de pic du chromatogramme gazeux (GC-FID).  
[ ] [ ]  
[ ]CBD  
CBNTHCX +=

23  
4. Constituants chimiques d’intérêt   
médico-légal  
(-)-∆9-trans-tétrahydrocannabinol  
Tétrahydrocannabinol, THC  
Principales caractéristiques pharmacologiques:  
 – Euphorisant – Anti-inflammatoire  
 – Antalgique – Antiémétique  
CAS:  
Formule empirique:  
Poids moléculaire:  
Point de fusion  
pKa  
log P  
Solubilités:  
Eau  
Éthanol  
Chloroforme  
Hexane  
1972-08-3  
C21H30O2  
314,46 g/mol  
huile visqueuse  
10,6  
6,99 (octanol/eau)  
insoluble (2,8 mg/L   
23 °C)  
soluble  
soluble  
soluble  
Acide (-)-∆9-trans-tétrahydrocannabinolique   
THCA  
Principales caractéristiques pharmacologiques:  
 – Antibactérien  
 – Antibiotique  
CAS:  
Formule empirique:  
Poids moléculaire:  
Point de fusion  
Solubilités:  
Eau  
Éthanol  
Chloroforme  
Hexane  
23978-85-0  
C22H30O4  
358 g/mol  
n/a (décomposition/   
décarboxylation   
du THCA en THC à   
environ 125-150 °C)  
insoluble  
soluble  
soluble  
soluble  
O  
CH3  
H3C  
H3C  
OH  
2  
34  
1  
56  
6a  
7  
8 910  
10a  
O  
CH3  
H3C  
H3C  
OH  
COOH

24 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
O  
CH3  
H3C  
H3C  
OH  
CH3  
H2C  
CH3  
OH  
HO  
1' 2'  
1  
2  
HO  
OH  
1  
2  
3  
4  
5 6  
7  
8  
Cannabinol  
CBN  
Principales caractéristiques pharmacologiques:  
 – Sédatif – Anticonvulsif  
 – Antibiotique – Anti-inflammatoire  
CAS:  
Formule empirique:  
Poids moléculaire:  
Point de fusion  
log P  
Solubilités:  
Eau  
Éthanol  
Chloroforme  
Hexane  
521-35-7  
C21H26O2  
310,43 g/mol  
76-77 °C  
6,23 (octanol/eau)  
insoluble  
soluble  
soluble  
soluble  
Cannabidiol  
CBD  
Principales caractéristiques pharmacologiques:  
 – Anxiolytique – Anti-inflammatoire  
 – Antipsychotique – Antispasmodique  
 – Antalgique  
CAS:  
Formule empirique:  
Poids moléculaire:  
Point de fusion  
log P  
Solubilités:  
Eau  
Éthanol  
Chloroforme  
Hexane  
13956-29-1  
C21H30O2  
314,46 g/mol  
66-67 °C  
5,79 (octanol/eau)  
insoluble  
soluble  
soluble  
soluble  
Cannabigérol  
CBG  
Principales caractéristiques pharmacologiques:  
 – Antibiotique – Anti-inflammatoire  
 – Antifongique – Antalgique  
CAS:  
Formule empirique:  
Poids moléculaire:  
[25654-31-3] (E);   
[95001-70-0] (E/Z)  
C21H32O2  
316,48 g/mol

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 25  
O  
CH3  
H3C  
H3C  
OH  
O  
OH  
Cannabivarine  
CBV  
CAS:  
Formule empirique:  
Poids moléculaire:  
33745-21-0  
C19H22O2  
282,38 g/mol  
Cannabichromène  
CBC  
Principales caractéristiques pharmacologiques:  
 – Anti-inflammatoire – Antifongique  
 – Antibiotique – Antalgique  
CAS:  
Formule empirique:  
Poids moléculaire:  
20675-51-8  
C21H30O2  
314,46 g/mol

27  
5. Analyse qualitative et quantitative   
des produits du cannabis  
5.1 Échantillonnage  
La raison principale d’une procédure d’échantillonnage est de permettre une analyse   
chimique précise et valable. Dans la mesure où la plupart des méthodes — quali-  
tatives et quantitatives — utilisées pour l’analyse de drogues dans les laboratoires   
de police scientifique nécessitent de très petites quantités de matériau, il est indis-  
pensable que ces petites quantités soient représentatives de l’ensemble à partir duquel   
elles ont été prélevées. L’échantillonnage doit être conforme aux principes de chimie   
analytique tels qu’ils ont été établis, par exemple, par les pharmacopées internatio-  
nales ou les organisations régionales et internationales [38].  
Il peut se présenter des situations où, pour des raisons légales, les règles habituelles   
d’échantillonnage et d’homogénéisation ne peuvent être appliquées. Ceci peut être   
le cas, par exemple, si l’analyste souhaite préserver une partie d’une pièce à convic-  
tion comme preuve visuelle au tribunal. Pour les tablettes compressées, il est éga-  
lement important d’être sûr que la barrette entière est composée de cannabis. Ceci   
peut être vérifié en rompant la barrette et en examinant le matériau attentivement.  
Par économie de temps et de ressources précieuses, les laboratoires de police scien-  
tifique doivent, autant que faire se peut, chercher à utiliser un système d’échantillon-  
nage validé afin de réduire le nombre de déterminations quantitatives requises.  
Afin de faciliter cette démarche, il est recommandé d’utiliser les procédés ci-dessous.   
Ceux-ci sont basés sur le procédé d’échantillonnage recommandé par l’Union euro-  
péenne pour les cultures de cannabis en extérieur pour le chanvre industriel [39] et   
ont été adaptés pour prendre en compte les aspects pratiques et la variété des produits   
du cannabis du marché illicite.  
5.1.1 Échantillonnage des plantes (cultures intérieures   
et extérieures)  
Pour chaque champ de cannabis — considéré visuellement comme étant cultivé   
d’une seule et même espèce — 30 sommités fructifères ou florifères d’une longueur

28 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
d’environ 20 cm, à raison d’une par plante, choisies de manière aléatoire et non en   
bordure du champ, sont coupées et conservées dans un sac en papier. Pour l’identi-  
fication (analyse qualitative), l’échantillonnage d’une plante représentative de la   
manière décrite est habituellement considéré suffisant\*.  
Figure 5. Échantillonnage des sommités fructifères de la plante  
Dans la mesure du possible, l’échantillon doit être séché avant de l’envoyer au   
laboratoire. S’il doit être conservé pour quelque raison que ce soit avant de pouvoir   
être analysé, il devra être conservé au froid et à l’abri de la lumière.  
Une fois l’échantillon séché, la dégradation des principaux cannabinoïdes est stop-  
pée. Cependant, à ce stade, le THC demeure sensible à l’air (oxygène) et aux   
rayons UV qui oxydent le THC en CBN. Les conditions de conservation les plus   
favorables sont donc au froid en l’absence de lumière.  
5.1.2 Échantillonnage des saisies de produits du cannabis  
En ce qui concerne les conditions générales d’échantillonnage qualitatif multi-unités,   
on pourra consulter la référence 38. Pour les matériaux présentant des caractéristi-  
ques externes évidentes, c’est-à-dire tout matériau reconnaissable comme étant du   
cannabis, une méthode d’échantillonnage basée sur le modèle de Bayes peut être   
privilégiée par rapport à l’approche hypergéométrique.  
5.1.2.1 L’herbe de cannabis  
On trouve sur le marché illégal une grande variété de produits à base d’herbe de   
cannabis, y compris des matériaux végétaux en vrac ou sous forme de “fleurs   
séchées”, de “sachets” ou de “tisanes”. Comme il a été décrit dans la rubrique   
 \* V oir l’exemple d’un champ de chanvre dans la référence 38 concernant la comparaison des   
approches hypergéométrique et bayésienne.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 29  
précédente, un échantillon doit comporter 30 pièces considérées comme appartenant   
au même phénotype. S’il y a moins de matériau, tout est collecté. Le matériau   
grossier des tiges n’est pas inclus. Les graines des sommités fructifères, elles, restent   
dans la pièce à conviction.  
Les matériaux humides doivent être emballés dans des sacs en papier. Les matériaux   
secs peuvent en revanche être placés dans des sacs en matière plastique.  
5.1.2.2 La résine de cannabis  
La résine de cannabis peut être collectée telle quelle. La quantité requise par échan-  
tillon (voir la rubrique 5.4) peut être collectée à l’aide d’une râpe à plusieurs endroits   
de la tablette. Cependant, puisque les surfaces de la tablette sont généralement   
oxydées, les échantillons doivent être pris de la surface interne d’une fracture fraîche   
de la tablette.  
5.1.2.3 Le cannabis liquide (huile)  
La quantité requise d’huile de cannabis (voir la rubrique 5.4) peut être prise telle   
quelle.  
5.2 Critères minimum d’identification positive   
pour le cannabis  
Les rubriques suivantes décrivent plusieurs méthodes permettant d’examiner et   
d’analyser les produits du cannabis. Le choix de la méthodologie et de l’approche   
à l’analyse ainsi que la décision quant à la nécessité de faire ou non appel à des   
méthodes complémentaires appartiennent à l’analyste et dépendront aussi de la dis-  
ponibilité d’instruments appropriés et du niveau de preuve légalement acceptable   
dans la juridiction dans laquelle il/elle travaille. Pour les produits du cannabis pré-  
sentant des caractéristiques végétales typiques, on considère que la combinaison   
d’un test colorimétrique, d’une chromatographie sur couche mince et d’un examen   
physique (macroscopique et microscopique) constitue l’approche analytique mini-  
mum pour une identification positive. Des règles générales portant sur la sélection   
des méthodes ont été formulées par le Groupe de travail scientifique sur les drogues   
(SWGDRUG) [40].  
5.3 Analyse physique  
Les méthodes utilisées pour identifier les produits du cannabis dépendront de la   
nature du produit. Les matériaux herbeux peuvent être identifiés d’après leurs carac-  
téristiques morphologiques uniquement à condition que les caractéristiques requises   
soient présentes.

30 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
© Police criminelle fédérale, Brésil  
En l’absence de caractéristiques morphologiques, comme dans le cas de la résine   
et de l’huile de haschisch, l’identification est basée sur une analyse chimique qui   
démontrera la présence de cannabinoïdes tels que le tétrahydrocannabinol (THC) et   
son/ses produit(s) de dégradation, le cannabinol (CBN) et/ou le cannabidiol (CBD).  
5.3.1 Caractéristiques macroscopiques  
Les caractéristiques morphologiques et les variations de couleur des plantes de can-  
nabis sont influencées par la souche de graines ainsi que par les facteurs environ-  
nementaux tels que la lumière, l’eau, les nutriments et l’espace.  
Étant dioïques, les fleurs des plantes individuelles sont unisexuées mais il existe   
souvent des fleurs en transition et des fleurs du sexe opposé qui se développent   
ultérieurement. Les plantes mâles sont généralement plus grandes mais moins robus-  
tes que les plantes femelles. Les tiges sont vertes, dressées, creuses et cannelées   
(fig. 6). Elles peuvent varier en hauteur de 0,2 à 6 m mais la plupart des plantes   
atteignent 1 à 3 m de haut.  
Le degré de ramification, tout comme la hauteur de la plante, dépend de l’environ-  
nement et des facteurs héréditaires ainsi que de la méthode de culture. Les ramifi-  
cations latérales varient d’une position opposée à alternée sur l’ensemble de la tige   
principale. L’arrangement décussé (opposé) des feuilles devient alterné aux extré-  
mités de la plante. Les tiges des feuilles (pétioles) font 2 à 7 cm de long et présentent   
un étroit sillon le long de la face supérieure. La feuille est palmée et comprend 3   
à 9 lames foliolaires linéaires et lancéolées de 3-15 x 0,2-1,7 cm. Les bords sont   
grossièrement dentés, les dents pointant vers les extrémités; les veines courent en   
oblique de la nervure centrale vers l’extrémité des dents. Les faces foliaires infé-  
rieures (abaxiales) sont de couleur vert pâle et comportent des glandes résineuses   
dispersées de couleur blanche à jaune-brun (fig. 7).  
Figure 6. Tige cannelée de Cannabis sativa

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 31  
© Police criminelle fédérale, Brésil  
Sépale  
Filament  
Anthère  
Étamine  
Figure 7. Surface abaxiale (à gauche) et surface adaxiale (à droite) de feuilles   
de Cannabis sativa  
Chaque fleur à étamines (mâle) comprend cinq sépales pubescents d’un vert blan-  
châtre et d’environ 2,5 à 4 mm de long et de cinq étamines tombantes composées   
de fins filaments et d’anthères.  
Figure 8. Caractéristiques morphologiques des fleurs mâles  
Les fleurs à pistils (femelles) sont plus ou moins sessiles et se présentent par paires.   
Chaque fleur possède une petite bractée verte enveloppant l’ovaire et deux longs et   
fins stigmates qui se projettent bien au-dessus de la bractée.

32 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Figure 9. Caractéristiques morphologiques des fleurs et des fruits femelles  
Stigmate  
Bractée en  
forme de bec Graine (Akène)  
© Police criminelle fédérale, Brésil  
Le fruit, un akène, contient une graine unique à enveloppe dure recouverte de près   
par la paroi mince de l’ovaire, ellipsoïde, légèrement compressée, lisse, d’environ   
2 à 5 mm de long et généralement brunâtre et tachetée. Le fruit est généralement   
considéré comme étant une graine.  
5.3.2 Caractéristiques microscopiques  
Cannabis sativa peut être identifié par des structures microscopiques à la surface   
de la plante, telles que les trichomes (c’est-à-dire des projections de cellules épi-  
dermiques végétales semblables à des cheveux). Il existe deux types de trichomes   
que l’on peut observer au microscope binoculaire de grossissement 40, comme le   
montrent les figures 10 et 11:  
a) Les trichomes non glandulaires sont des poils incurvés unicellulaires, rigides   
et nombreux dont le sommet est mince et pointu:  
Les trichomes cystolithiques que l’on trouve sur la face supérieure des "  
feuilles de cannabis ont une forme caractéristique de griffe d’ours et leur   
base peut présenter des dépôts de cristaux de carbonate de calcium   
 (cystolithes). Le trichome est souvent rompu, libérant ainsi le cystolithe;  
Les trichomes non cystolithiques se situent principalement sur la face "  
 inférieure des feuilles, des bractées et des bractéoles et ne présentent pas   
d’élargissement de leur base;  
La présence simultanée de ces trichomes en forme de griffe d’ours sur la "  
face supérieure des feuilles et des fins trichomes non cystolithiques sur leur   
face inférieure est une caractéristique du cannabis.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 33  
Trichomes cystolithiques  
 Trichomes non cystolithiques  
Glandes sessiles  
 Trichomes glandulaires pétiolés  
Figure 10. Vue microscopique de trichomes non glandulaires [41]  
b) Trichomes glandulaires. Ils existent sous forme de:  
Glandes sessiles, c’est-à-dire des trichomes sans tige, que l’on trouve géné- "  
ralement sur l’épiderme inférieur;  
Petits trichomes glandulaires bulbeux à tige unicellulaire; "  
Longues tiges multicellulaires sur les bractéoles entourant les fleurs femel- "  
les (trichomes glandulaires à tige multicellulaire).  
Figure 11. Vue microscopique de trichomes glandulaires [41]

34 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Figure 12. Coupe transversale d’une bractée de plante fructifère [42]  
a: trichome cystolithique; b: grand trichome glandulaire possédant plusieurs cellules dans la   
tête et la tige; c: tête de l’un des grands trichomes cellulaires; d: petit trichome glandulaire à   
tête bicellulaire et à tige unicellulaire; e: trichomes conique à paroi épaisse; f: grand trichome   
glandulaire en cours de développement; g: tige d’une grand trichome glandulaire; h: cellule   
palissadique; i: cristal d’un agrégat; j: cellule parenchymale; k: stomates  
Les trichomes glandulaires sont les structures où la résine de cannabis est à la fois   
produite et stockée. Elles sont principalement associées aux structures de la fleur   
(les plantes à pistils étant particulièrement riches en structures de ce type) mais on   
les trouve aussi sur la face inférieure des feuilles et parfois sur les tiges de   
jeunes plantes.  
Certaines plantes possèdent des trichomes susceptibles d’être confondus avec ceux   
de Cannabis sativa et la prudence s’impose pour conclure à une identification cer -  
taine. Cependant, la combinaison de poils cystolithiques sur la face supérieure de   
la feuille et de trichomes plus longs et de glandes sessiles sur la face inférieure, qui   
est unique au Cannabis sativa, permet une identification positive même dans le cas   
de matériaux fragmentaires.  
Il convient toutefois de noter que les pousses très immatures et les tiges dénuées   
de feuilles ne peuvent être identifiées de manière concluante comme étant Cannabis   
sativa par un simple examen botanique.  
Pour plus d’information sur l’identification du cannabis et des techniques de   
 microscopie plus sophistiquées, on pourra consulter la littérature de référence [43,   
44, 45, 46].

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 35  
5.4 Analyse chimique  
5.4.1 Généralités  
Le THC est généralement présent à concentration relativement faible dans le maté-  
riau végétal et l’on considère qu’il est dérivé artificiellement du THCA par décar -  
boxylation non enzymatique lors de sa conservation et de sa consommation (ex. en   
fumant) [47].  
En termes d’approche analytique, il s’agit de choisir entre mesurer le THCA et le   
THC séparément ou le “THC total” (c’est-à-dire la quantité combinée de THC et   
de THCA). Ce choix relève parfois de la législation nationale. S’il n’y a pas   
 d’exigence légale relative à l’une ou l’autre de ces approches, on mesure habituel-  
lement le THC total puisque c’est ce qui est le plus représentatif de l’activité   
 pharmacologique du matériau.  
Le THC total peut être obtenu par décarboxylation du THCA en THC, ce qui peut   
se faire avant ou pendant l’analyse. Pour des raisons pratiques, il est recommandé   
de le faire avant.  
L’extrait d’échantillon peut être placé dans un bloc de chauffage à 150 °C dans un   
flacon de verre ouvert. Après évaporation du solvant, la décarboxylation est complète   
au bout de cinq minutes. Cependant, il est recommandé que cette étape soit validée   
dans chaque laboratoire de police scientifique.  
La décarboxylation complète du THCA peut se faire lors de l’injection dans certains   
systèmes d’injection de chromatographie gazeuse alors que d’autres systèmes d’in-  
jection ne donnent qu’une faible décarboxylation à la même température. Ceci est   
sans doute dû aux différences de géométrie des injecteurs. Une température d’in-  
jection plus élevée peut aussi provoquer la décomposition du THC dans la doublure.   
Par conséquent, si la décarboxylation n’est pas effectuée avant l’analyse, le système   
spécifique de chromatographie gazeuse et les conditions d’analyse doivent être vali-  
dés afin de s’assurer qu’ils donnent lieu à une décarboxylation complète du THCA   
et ne provoquent pas de décomposition du THC [48].  
5.4.2 Préparation des échantillons pour l’analyse chimique  
5.4.2.1 Préparation de l’herbe de cannabis  
Le matériau végétal frais (humide) est soit séché à l’air libre à température ambiante   
pendant plusieurs jours, soit séché à 70 °C jusqu’à ce que les feuilles deviennent   
cassantes. À ce stade, l’humidité du matériau végétal est typiquement de l’ordre de   
8 à 13 %.

36 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Le matériau séché est ensuite trié de manière approximative (seules les fleurs et les   
feuilles sont utilisées), réduit en poudre (de préférence avec un broyeur à couteau   
à haute vitesse, c’est-à-dire 100 tr/s), puis tamisé (mailles de 1 mm)\*.  
5.4.2.2 Préparation de la résine de cannabis  
La résine de cannabis est réduite en petits morceaux à l’aide d’une râpe. Dans le   
cas d’un matériau collant, l’échantillon peut aussi être refroidi avec de l’azote liquide   
et immédiatement réduit en poudre tel qu’il est décrit plus haut.  
5.4.2.3 Préparation de l’huile de cannabis  
L’huile de cannabis peut être utilisée telle quelle pour l’analyse.  
5.4.3 Tests présomptifs  
5.4.3.1 Tests colorimétriques  
Les tests colorimétriques pour le cannabis font partie des tests colorimétriques dis-  
ponibles les plus spécifiques (seules quelques plantes telles que le henné, la noix   
de muscade, le macis et l’aigremoine donnent de faux positifs) [49]. Cependant, un   
résultat positif par test colorimétrique ne donne qu’une indication de la présence   
possible de matériau contenant du cannabis et ne permet pas l’identification   
concluante de cannabis. Il est donc obligatoire pour l’analyste de confirmer ce type   
de résultat à l’aide de techniques additionnelles, typiquement plus discriminantes.   
Par exemple, un laboratoire peut permettre l’association d’un test colorimétrique,   
de chromatographie sur couche mince (TLC) et de microscopie pour l’identification   
positive d’un matériau végétal de cannabis à condition que trois cannabinoïdes dif-  
férents soient identifiés par TLC [50].  
L’analyste est aussi fortement incité à analyser en parallèle un échantillon témoin   
de cannabis (ex. un matériau de référence contenant un mélange de cannabinoïdes   
de référence) et un échantillon en aveugle afin de vérifier les résultats des tests ainsi   
que la fonctionnalité et la fiabilité de tous les réactifs utilisés.  
 \* Il est bon de noter que le séchage ainsi que le tamisage font partie des méthodes validées décrites   
dans ce manuel. Le tamisage assure l’homogénéité des échantillons. Si le procédé de tamisage n’est pas   
utilisé, le laboratoire devra démontrer que l’homogénéité reste dans les limites acceptables.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 37  
5.4.3.1.1 Test à base de sel Fast Corinth V  
Sur un papier-filtre  
Réactif A: Éther de pétrole  
Réactif B: Sel Fast Corinth V\* 1 % p/p dans du sulfate de sodium anhydre  
Réactif C: Bicarbonate de   
sodium  
1 % p/p en solution aqueuse  
Méthode  
Plier deux papiers-filtres superposés en quatre puis les ouvrir partiellement afin   
de former un entonnoir et placer une petite quantité d’échantillon en poudre au   
centre du papier-filtre supérieur. Ajouter deux gouttes de réactif A et laisser le   
liquide pénétrer jusqu’au papier -filtre inférieur. Jeter le papier-filtre supérieur et   
laisser sécher le papier-filtre inférieur. Ajouter une très petite quantité de réactif B   
au centre du papier-filtre, puis deux gouttes de réactif C.  
Résultats  
Une tache de couleur rouge violacé au centre du papier-filtre indique la présence   
de cannabis dans le produit analysé. Le THC, le CBN et le CBD donnent la même   
teinte.  
Ceci représente un avantage pour un réactif de test de terrain qui s’applique à des   
échantillons d’âges divers et d’origines différentes.  
 \*Sel Fast Corinth V = Dichlorozinc; 2-méthoxy-5-méthyl-4-(4-méthyl-2-nitrophényl) diazényl-  
benzènediazonium; dichlorure  
 = Composant diazoïque 39  
 = C5H14N5O3 • 0,5 ZnCl 4  
5.4.3.1.2 Test à base de sel Fast Blue B  
Sur un papier-filtre  
Réactif A: Éther de pétrole  
Réactif B: Sel Fast Blue B\*\* 1 % p/p dilué avec du sulfate de sodium   
anhydre  
Réactif C: Bicarbonate de   
sodium  
10 % p/p en solution aqueuse  
Méthode  
Même procédé qu’avec le sel Fast Corinth V .

38 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Dans un tube à essai  
Réactif A: Acétaldéhyde (A1)  
Vanilline (A2)  
0,5 ml (A1) et 0,4 g (A2) dans 20 ml   
d’éthanol  
La solution doit être conservée au frais à   
l’abri de la lumière et devra être jetée si   
elle devient jaune foncé.  
Réactif B: Acide chlorhydrique   
concentré  
Réactif C: Chloroforme  
Méthode  
Placer une petite quantité de matériau suspect dans un tube à essai et agiter avec   
2 ml de réactif A pendant une minute. Ajouter 2 ml de réactif B et agiter le mélange.   
Laisser reposer pendant dix minutes. Si une couleur apparaît, ajouter 2 ml de   
réactif C, puis mélanger doucement.  
Résultats  
Si la couche inférieure (chloroforme) devient violette, ceci indique la présence   
d’un produit du cannabis.  
Note  
Ce test n’est pas aussi sensible que les tests à deux papiers-filtres décrits plus haut.  
5.4.3.1.3 Test rapide de Duquenois (Test Duquenois-Levine)  
Résultats  
Une tache de couleur rouge violacé au centre du papier-filtre indique la présence de   
cannabis dans le produit analysé.  
Cette couleur est la combinaison des couleurs produites par les divers principaux   
composants cannabinoïdiques du cannabis: THC = rouge, CBN = violet, CBD =   
orange.  
Note  
Le sel Fast Blue B se conserve très bien au réfrigérateur mais a tendance à   
s’altérer avec le temps à température ambiante, quand la poudre se solidifie   
comme une roche (surtout dans les régions chaudes).  
 \*\* Sel Fast Blue B = Chlorure de di-o-anisidinetétrazolium

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 39  
5.4.3.2 Tests immunologiques  
Les tests immunologiques peuvent être effectués non seulement sur des échantillons   
biologiques mais aussi sur des traces infimes de la drogue en question. Cependant,   
étant donné que ces analyses sont onéreuses et n’ajoutent pas beaucoup de poids à   
l’ensemble des preuves, elles sont rarement utilisées dans le cadre d’une identification   
présomptive.  
5.4.4 Spectrométrie de mobilité ionique (IMS)  
Le dépistage du THC peut s’effectuer à l’aide d’un spectromètre de mobilité ionique.   
Des problèmes de séparation des signaux d’héroïne et d’humidité ont été rapportés   
[51]. Ce n’est donc pas la méthode à privilégier.  
5.4.5 Chromatographie sur couche mince (TLC)  
Il existe plusieurs méthodes de TLC pour l’analyse qualitative et semi-quantitative   
du cannabis, utilisant diverses phases stationnaires (plaques TLC) et systèmes de   
solvants, ainsi que des variations de techniques de préparation des échantillons et   
de visualisation des taches. Un grand nombre de ces méthodes produisent des résul-  
tats acceptables mais chaque méthode nouvellement introduite devra être validée et/  
ou vérifiée avant d’être utilisée en routine. La méthode suivante a été testée sur le   
terrain et est considérée comme adaptée aux fins visées.  
Plaque: Gel de silice HPTLC, 10 x 10 cm  
Système A: Éther de pétrole 60/90  
Éther diéthylique  
80 % v/v  
20 % v/v  
Système B: Cyclohexane  
Éther diisopropylique  
Diéthylamine  
52 % v/v  
40 % v/v  
8 % v/v  
Système C:  
(pour les acides   
cannabinoïdiques)  
n-Hexane  
Dioxane  
Méthanol  
70 % v/v  
20 % v/v  
10 % v/v  
Conditionnement du bac: 30 min. avec un papier-filtre sur l’un des côtés.  
Préparation de l’échantillon  
Si l’analyse de THC est uniquement effectuée à des fins qualitatives (c’est-à-dire   
pour confirmer les preuves micro- et macroscopiques indiquant que le matériau   
suspect est bien du cannabis), il n’est pas nécessaire d’homogénéiser le matériau   
herbeux (voir la rubrique 5.4.2 pour plus d’informations sur la préparation des

40 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
échantillons pour l’analyse chimique). Ce sont les parties de la plante de cannabis   
ayant la plus haute teneur en cannabinoïdes (c’est-à-dire les sommités fleuries et les   
feuilles du haut de la plante) que l’on devra choisir pour l’extraction.  
Les quantités appropriées pour l’extraction sont d’environ 500 mg d’herbe de   
 cannabis, 100 mg de résine de cannabis et 50 mg de cannabis liquide (huile de   
cannabis). Le protocole d’extraction doit être conçu de manière à produire des   
solutions finales ayant une concentration d’environ 0,5 mg/ml. Les concentrations   
typiques de THC pour les matériaux de cannabis sont indiquées dans la   
rubrique 3.11.  
L’échantillon est extrait avec 10 ml de solvant pendant 15 minutes à température   
ambiante par agitation ou dans un bain à ultrasons. L’extrait est filtré, après quoi il   
est prêt pour la chromatographie\*.  
Puisque les cannabinoïdes sont facilement solubilisés dans la plupart des solvants   
organiques, le méthanol, l’éther de pétrole, le n-hexane, le toluène, le chloroforme   
ainsi que des combinaisons de solvants telles que le méthanol: chloroforme (9:1)   
sont aussi adaptés les uns que les autres à son extraction. Il faut cependant noter   
que les solvants non polaires tels que le n-hexane et l’éther de pétrole donnent un   
extrait relativement propre mais ne pourront extraire quantitativement que les can-  
nabinoïdes neutres/libres, alors que les autres solvants et leurs combinaisons donnent   
aussi des extractions quantitatives des acides cannabinnoïdiques.  
Pour une identification, l’extraction propre la plus simple à l’éther de pétrole suffit,   
alors qu’à des fins quantitatives et pour la détermination de la quantité totale de   
THC, il convient d’utiliser d’autres solvants.  
Solutions de référence  
Les solutions de référence doivent être préparées à une concentration d’environ   
0,5 mg de cannabinoïde par ml dans du méthanol et conservées au frais à l’abri de   
la lumière.  
Visualisation  
Les plaques doivent être séchées avant la visualisation. Ceci peut être effectué à   
température ambiante ou à l’aide d’une boîte de séchage, d’un four ou d’air chaud.   
Dans le cas des dernières options, il convient de veiller à ce qu’aucun des composés   
visés ne soit décomposé.  
 \* Il convient de noter que la méthode décrite fait partie d’un procédé qui a été testé sur le terrain   
et jugé approprié. On peut également faire appel à une extraction passive, où le mélange échantillon/  
solvant est simplement laissé en contact. On peut procéder à une filtration mais celle-ci n’est pas néces-  
saire; l’utilisation du liquide surnageant devrait pouvoir produire des résultats fiables. À des fins d’iden-  
tification, de plus petites quantités de solvant et d’échantillon peuvent suffire. Toute modification de la   
méthode décrite doit être évaluée dans le laboratoire de l’analyste.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 41  
Réactif de pulvérisation: (doit être fraîchement préparé avant l’utilisation, de   
 préférence une fois par jour)\*  
Méthode 1: Sel Fast Blue B 50 mg dans 20 ml de NaOH (0,1 N)  
Méthode 2: Sel Fast Blue B 50 mg dans 1 ml d’eau avant d’ajouter 20 ml   
de méthanol.  
Note  
Afin que la couleur se développe bien, il est important que la plaque TLC soit   
rendue alcaline. Ceci peut se faire entre autres par la méthode 1 de visualisation.   
Alternativement, on peut pulvériser de la diéthylamine sur la plaque TLC avant   
la solution de Fast Blue B. Dans tous les cas, les plaques ne doivent pas être trop   
mouillées sous peine de voir les taches diffuser.  
Fixation  
Afin d’en garder une trace permanente, les résultats de l’analyse doivent être   
préservés. La meilleure manière d’assurer leur préservation est de procéder à des   
pulvérisations successives. Ainsi, la séquence de pulvérisation sera:  
Diéthylamine — Solution de Fast Blue B — Diéthylamine  
Les plaques sont ensuite séchées à l’air chaud ou à température ambiante pendant   
une nuit.  
Pour la conservation, les plaques sont scellées dans des sacs en matière plastique   
transparents. Ces plaques ont une durée de vie importante et n’ont pas tendance à   
foncer. Alternativement, les plaques peuvent être scannées ou photographiées afin   
de garder une trace permanente des résultats de l’analyse.  
Note  
Puisque le Fast Blue B est déclaré être un puissant cancérigène, il convient de   
prendre les précautions adéquates avec ce réactif.  
Résultats  
Les valeurs Rf x 100 sont susceptibles de varier en fonction des conditions des   
divers laboratoires (température, humidité, etc.) ainsi que d’autres paramètres (ex.   
âge et qualité des matériaux de cannabis utilisés). Une bonne pratique consiste donc   
à faire courir des échantillons de cannabinoïdes de référence en parallèle avec   
l’échantillon analysé sur la même plaque TLC.  
 \* La préparation journalière du réactif de pulvérisation peut ne pas être nécessaire lorsque le Fast   
Blue BB ou le Fast Blue RR sont utilisés (solution à 0,2 % p/v de Fast Blue BB ou de Fast Blue RR   
dans du méthanol ou un mélange méthanol/eau 1:1).

42 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Composé  
Système de développement, valeurs Rf x 100\*  
A B C\*\*  
CBN 33 26 47  
THC 37 38 49  
CBD 42 42 47  
THCA 6 — 36  
 \* Les résultats se réfèrent à l’utilisation d’une méthode utilisant des plaques HPTLC, décrite dans   
cette rubrique. Les plaques traditionnelles de 20 x 20 cm avec une couche épaisse de 0,25 mm de gel   
de silice permettent d’obtenir des séparations comparables, mais les valeurs Rf correspondantes devront   
être définies.  
 \*\* Le système C n’est recommandé que pour la séparation et l’identification des acides cannabinoï-  
diques. Il ne permet pas une séparation adéquate du CBN, du THC et du CBD.  
5.4.6 Chromatographie gazeuse-détection par ionisation de   
flamme (GC-FID), avec et sans dérivatisation  
La dérivatisation est nécessaire ou non selon le but de l’analyse. Sans dérivatisation   
préalable (c’est-à-dire silylation) du THC et du THCA, l’analyse GC provoquera la   
décarboxylation de ces derniers et donnera la teneur totale en THC de l’échantillon   
de cannabis, c’est-à-dire la somme du THC libre et du THC produit à partir du   
THCA. Comme la teneur totale en THC représente la puissance maximale du can-  
nabis habituellement fumé (et donc aussi décarboxylé), la plupart des législations   
considèrent que la teneur totale en THC est le paramètre pertinent. Cependant, si   
les deux concentrations doivent être rapportées, une dérivatisation préalable est   
nécessaire (voir aussi la rubrique 5.4.1).  
5.4.6.1 Technique à colonnes capillaires\*  
La méthode ci-dessous est une méthode validée [52]. La validation comprend l’en-  
semble du procédé depuis la préparation de l’échantillon jusqu’à l’analyse GC.   
D’autres méthodes peuvent aussi produire des résultats acceptables mais doivent être   
validées et/ou vérifiées avant toute utilisation de routine.  
 \* La technique à colonnes remplies n’est plus décrite dans ce manuel dans la mesure où les sys-  
tèmes GC sont aujourd’hui habituellement équipés de colonnes capillaires (colonnes étroites ou à grand   
diamètre interne). Les laboratoires qui utilisent des systèmes GC à colonnes remplies sont encouragés à   
continuer d’utiliser leurs méthodes établies et donc validées. On pourra obtenir plus d’informations sur   
les techniques de colonnes remplies sur demande à l’adresse lab@unodc.org.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 43  
Colonne: 15 m x 0,25 mm, 0,25 μm;  
Phase: 5 % Diphényl – 95 % Diméthylpolysiloxane  
Porteur: Hydrogène, 1,1 ml/min, flux constant  
Injecteur: “Split/splitless”, 280 °C  
Rapport de split: 20:1  
Four: 2 min à 200 °C, 10°C/min 200-240 °C, 2 min à 240 °C  
Détecteur: FID 300 °C, H2 35 ml/min, Air 350 ml/min  
Étalon interne: Tribenzylamine (TBA) dans de l’éthanol (0,5 mg/ml)  
Injection: 1,5 μl, Split  
Ordre d’élution: CBD, THC, CBN  
Préparation de l’échantillon  
Deux cents mg d’herbe de cannabis sèche et homogénéisée (voir la rubrique 5.4.2)   
sont extraits avec 20 ml de solution d’étalon interne (ISTD) (voir ci-dessous) pendant   
15 minutes dans un bain à ultrasons. En raison de la plus haute teneur en THC de   
la résine de cannabis, seuls 100 mg de résine sont nécessaires. Si l’échantillon est   
du cannabis liquide (huile de cannabis), un aliquote de 50 mg suffit.  
Comme il n’a pas été déterminé, en fonction du système GC, si la décarboxylation   
du THCA dans la doublure GC est quantitative, il est fortement recommandé de   
passer par une étape de décarboxylation avant l’analyse GC\*. Pour ce faire, 500 μl   
de la solution sont transférés dans un flacon GC de 2 ml. Le flacon est placé dans   
un appareil chauffant (150 °C) pendant 12 minutes, ce qui permet au solvant de   
s’évaporer et au THCA d’être décarboxylé. Le résidu est dissout dans 1,5 ml   
d’éthanol, le flacon est bien agité et la solution qui en résulte est analysée par GC.  
Calibrage  
Comme le matériau THC de référence se dégrade rapidement et qu’une qualité   
acceptable de ce matériau n’est pas facilement disponible, l’analyse quantitative peut   
se faire avec un matériau CBN de référence. Le calibrage avec le CBN plutôt qu’avec   
le THC est bien connu et généralement accepté. En théorie, le facteur de corrélation   
est de 1,00 [53]. À des fins de validation, pour montrer la validité du facteur théo-  
rique dans le chromatographe gazeux en question, il convient de mesurer et d’ob-  
server le rapport CBN avec un composé semblable tel que le CBD.  
 \* Si la décarboxylation n’est pas effectuée avant l’analyse, le système spécifique de chromato-  
graphie gazeuse et les conditions d’analyse doivent être validés afin de s’assurer qu’ils donnent lieu à   
une décarboxylation complète du THCA et ne provoquent pas la décomposition du THC.

44 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Solutions de calibrage  
Les solutions étalon de CBN sont préparées dans des flacons GC de 2 ml selon le   
tableau ci-dessous:  
Solution stock (SS): 1 mg CBN/ml éthanol  
Dilution intermédiaire (ID): 100 μl solution stock + 900 μl éthanol  
Solution d’étalon interne:  
(ISTD): 0,5 mg tribenzylamine/ml éthanol  
Std 1 50 μl ID + 500 μl solution ISTD + ~ 950 μl éthanol 0,1 %  
Std 2 250 μl ID + 500 μl solution ISTD + ~ 750 μl éthanol 0,5 %  
Std 3 50 μl SS + 500 μl solution ISTD + ~ 950 μl éthanol 1 %  
Std 4 150 μl SS + 500 μl solution ISTD + ~ 850 μl éthanol 3 %  
Std 5 250 μl SS + 500 μl solution ISTD + ~ 750 μl éthanol 5 %  
Std 6 500 μl SS + 500 μl solution ISTD + ~ 500 μl éthanol 10 %  
Std 7 800 μl SS + 500 μl solution ISTD + ~ 200 μl éthanol 16 %  
Les solutions étalon doivent être conservées au frais à l’abri de la lumière pendant   
un maximum de quatre mois.  
Silylation  
Si le THCA a été analysé séparément, c’est-à-dire sans décarboxylation, des ali-  
quotes de 1,5 ml de l’extrait ci-dessus (non décarboxylé thermiquement) doivent   
être dérivatisés avant l’analyse GC. Les agents de dérivatisation communément uti-  
lisés sont:  
 Le MSTFA: N-méthyl-N-triméthylsilyltrifluoroacétamide  
 Le BSTFA/TMCS: N,O-bis(triméthylsilyl)trifluoroacétamide/Triméthylchloro-  
silane (1%)  
Les solvants silylables tels que l’éthanol doivent être éliminés, généralement avec   
un léger jet d’azote. Le résidu est dissout dans 1,5 ml de chloroforme. 100 μl de   
MSTFA sont ajoutés et chauffés pendant 30 min à 70 °C. La solution obtenue peut   
être analysée directement.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 45  
5.4.7 Chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse (GC-MS)  
L’analyse GC-MS peut être effectuée de manière similaire à l’analyse GC-FID.  
Les spectres de référence des cannabinoïdes les plus courants, dérivatisés ou non,   
sont communément disponibles dans les bases de données commerciales de MS.  
5.4.8 Chromatographie en phase liquide à haute performance   
(HPLC)  
La méthode ci-dessous est une méthode validée pour l’analyse de la teneur totale   
en THC (THC + THCOOH) de l’herbe de cannabis après extraction avec un mélange   
méthanol/chloroforme puis décarboxylation [54, 55]. La validation comprend l’en-  
semble du procédé depuis la préparation de l’échantillon jusqu’à l’analyse HPLC.   
D’autres méthodes peuvent aussi produire des résultats acceptables mais doivent être   
validées et/ou vérifiées avant toute utilisation de routine. Après vérification en bonne   
et due forme, la même méthode peut aussi être appliquée à d’autres produits du   
cannabis.  
Type de colonne: 250 x 4 mm RP-8 (5 μm); pré-colonne 4 x 4 mm RP-8   
(5 μm)  
Température de la   
colonne:  
30 °C  
Phase mobile: Acétonitrile: eau (8:2 v/v), isocratique, arrêt au bout de   
8 min.  
Débit: 1 ml/min  
Détection: Barrette de photodiode (PDA), 220 nm et 240 nm  
Injection: 10 μl  
Ordre d’élution: CBD, CBN, THC, THCA (si la décarboxylation n’a as   
été faite ou demeure incomplète)  
Préparation de l’échantillon  
500 mg d’herbe de cannabis séchée et homogénéisée (voir la rubrique 5.4.2) sont   
extraits avec 5 ml de méthanol: chloroforme (9:1 v/v) en utilisant la même méthode:   
10 secondes sur un vortex, 15 minutes dans un bain à ultrasons puis agitation sur   
vortex au bout de 5, 10 et 15 minutes, puis centrifugation.

46 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
Décarboxylation  
200 μl de l’extrait ci-dessus sont transférés dans un flacon de dérivatisation. Le   
solvant est totalement évaporé sous un jet d’azote. L’échantillon est décarboxylé   
pendant 15 minutes à 210 °C. Le résidu est dissout dans 200 μl de méthanol:   
 chloroforme (9:1 v/v).  
Préparation de la solution finale  
La solution de décarboxylation ci-dessus est diluée d’un facteur de 100 avec du   
méthanol (en deux étapes, de chacune 100 μl + 900 μl) avant d’être utilisée pour   
l’analyse.  
Pour les teneurs en THC plus faibles (< 0,5 %), un facteur de dilution de 10 au   
lieu de 100 suffit.  
Calibrage  
Solution stock: Solution étalon de 1 mg (-)-∆ 9-THC/ml méthanol  
Dilution 1: 100 μl (solution stock) + 900 μl méthanol = 0,1 mg THC/ml   
méthanol  
Dilution 2: 100 μl (dilution 1) + 900 μl méthanol = 0,01 mg THC/ml   
méthanol  
N°  
Concentration  
(mg/ml)  
STD  
(vol. de la solution étalon)  
Méthanol  
(vol. de méthanol)  
1 0,001 10 μl 0,01 mg/ml 90 μl  
2 0,005 50 μl 0,01 mg/ml 50 μl  
3 0,01 10 μl 0,1 mg/ml 90 μl  
4 0,05 50 μl 0,1 mg/ml 50 μl  
5 0,1 100 μl 0,1 mg/ml 0 μl  
Les solutions étalon doivent être conservées au frais à l’abri de la lumière pendant   
un maximum de quatre mois.  
Résultats  
Pour une identification qualitative, le temps de rétention ainsi que le spectre DAD   
du cannabinoïde doivent correspondre.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 47  
Substance Temps de rétention (min)\* Temps relatif de rétention\*  
Cannabidiol 4,9 0,69  
Cannabinol 6,0 0,85  
(-)-∆9-THC 7,1 1,00  
Acide de (-)-∆9-  
THC  
7,4 1,04  
 \*Effectué sur 250-4 mm LiChrospher® 60 RP-select B (5 μm) avec une pré-colonne 4-4 LiChrospher®   
60 RP-select B (5 μm)  
Le calcul des résultats quantitatifs est effectué à des longueurs d’onde de 220 et   
240 nm.

49  
6. Autres techniques et approches   
pour l’analyse des produits   
du cannabis  
Cette rubrique donne un bref aperçu de quelques techniques supplémentaires et   
démarches pouvant s’appliquer à l’analyse des produits du cannabis.  
6.1 Profilage GC-FID des saisies de produits   
du cannabis  
Des profils GC standardisés sont utilisés pour la classification chimiométrique.   
L’analyse peut s’effectuer sur une colonne standard. Pour l’analyse des agrégats,   
c’est la plage des terpénoïdes, comprenant principalement des sesquiterpènes, qui   
est utilisée. Les profils GC des échantillons de cannabis d’une même origine pré-  
sentent un même schéma de pics, ce qui permet de relier entre eux les échantillons.   
Les études de corrélation indiquent que l’on pourrait éventuellement déterminer   
l’origine géographique d’un échantillon de cannabis à partir de sa signature chimique   
[56].  
Cependant, en raison de la grande variabilité naturelle du cannabis, la nécessité   
d’avoir des matériaux de cannabis de référence authentiques (c’est-à-dire d’origine   
connue) et l’utilisation de rapports de probabilité pour décrire les régions d’origine,   
la valeur des profils GC pour définir l’origine des échantillons risque d’être limitée   
du point de vue médico-légal.  
En revanche, cette approche pourrait être utilisée pour les analyses d’un lot à l’autre.   
Ceci fournirait l’opportunité de relier des échantillons du même âge, du même   
phénotype ou du même site de production. La faisabilité devra être prouvée sur la   
base d’un ensemble important de données.  
6.2 Micro-extraction sur phase solide (SPME)  
La SPME est une technique de préparation des échantillons sans solvant, pouvant   
être utilisée pour l’échantillonnage et l’analyse de marqueurs chimiques volatiles

50 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
dans l’espace de tête au-dessus des solutions, directement au-dessus du matériau   
suspecté, ou pour l’analyse de solutions aqueuses contenant les analytes cibles. Pour   
les produits du cannabis, des analyses SPME de constituants volatiles et de   
 cannabinoïdes ont été rapportées [57, 58].  
La SPME en espace de tête a aussi été appliquée à des aliments à base de chanvre   
en utilisant l’hydrolyse alcaline (NaOH) et la dérivatisation sur fibre (MSTFA) suivie   
d’une détection par chromatographie gazeuse-spectrométrie de masse (GC-MS). À   
l’aide d’étalons au deutérium, la méthode s’est révélée à la fois puissante pour   
l’analyse des principaux cannabinoïdes, THC, CBN et CBD, et plus rapide que   
l’extraction liquide-liquide [59].  
6.3 Rapport des isotopes stables par   
spectrométrie de masse (IRMS)  
La variation des rapports des isotopes stables du carbone et de l’azote est particu-  
lièrement utile pour localiser l’origine géographique des matériaux végétaux.   
Contrairement à d’autres drogues telles que l’héroïne et la cocaïne, le cannabis n’est   
pas transformé chimiquement pour obtenir un produit illicite et donc garde ses profils   
élémentaires et isotopiques d’origine. Ces paramètres peuvent ainsi être utilisés   
comme indication de son origine géographique [60].  
Cependant, des conditions différentes de culture (ex. le degré d’arrosage, la culture   
avec ou sans terre, en intérieur ou en extérieur, le type de terre et de fertilisant,   
etc.) peuvent affecter la composition isotopique des plantes et donc limiter leur   
différentiation [61]. De plus, des résultats valables ne peuvent être obtenus que si   
un matériau de cannabis de référence (d’origine connue) est disponible.  
6.4 Profilage ADN  
Cette technique fournit la possibilité de relier des produits sur la base de leur profil   
génétique, ce qui peut être utile en termes d’investigation, par exemple pour relier   
des producteurs, des trafiquants et des consommateurs.  
Cependant, contrairement à l’ADN humain, une telle empreinte peut ne pas être   
nécessairement unique puisque le clonage de souches de cannabis est très répandu.   
La correspondance des profils ADN de deux échantillons ne prouve donc pas en soi   
qu’ils proviennent de la même plante, ou du même cultivateur. Du fait que les   
cultivateurs vendent aussi leurs boutures, la valeur médico-légale d’une correspon-  
dance obtenue par cette technique assez onéreuse est parfois à remettre en   
question.  
Pour une vue d’ensemble et une description des différents types de tests ADN, voir   
la référence 62.

51  
7. Références  
 1. Observatoire européen des drogues et des toxicomanies (EMCDDA),   
 Communiqué de presse, 26 juin 2004.  
 2. EMCDDA (2004), An overview of cannabis potency in Europe, ISBN 92-9168-  
184-9 (voir aussi http://www.emcdda.europa.eu/html.cfm/index33984EN.html;   
récupéré en janvier 2009).  
 3. ElSohly M. A. (2007). Marihuana and the Cannabinoids, Human Press,   
ISBN 1-59745-947-8.  
 4. THC Statistics, Office fédéral helvétique de la santé publique (voir aussi www.  
sgrm.ch/getdate.php?datei\_id=404; en allemand; récupéré en janvier 2009).  
 5. Niesink R. J. M. et al. (2007), THC concentrations in marihuana, nederwiet   
and hash in Nederlands coffeshops (2006-2007), Utrecht, Institut Trimbos,   
ISBN 978-90-5253-593-7 (en néerlandais avec résumé en anglais; voir aussi   
www.trimbos.nl/Downloads/Producten/DefinitiefTHC%202007%20defini -  
tief%20sept%20RNI.pdf; récupéré en janvier 2009).  
 6. Hardwick S. et King, L. (2008), Home Office Cannabis Potency Study 2008,   
ISBN 978-1-84726-662-0 (voir aussi http://scienceandresearch.homeoffice.   
gov.uk/hosdb/publications/drug-detection-publications/31-08\_-\_Home\_Office\_   
Cannabi1.pdf?view=Binary; récupéré en janvier 2009).  
 7. McLaren J., et al. (2008), Cannabis potency and contamination: a review of   
the literature, Addiction, 103 (7), 1100-1109.  
 8. Potter D. J. et al. (2008), Potency of ∆9-THC and other cannabinoids in   
 Cannabis in England in 2005: Implications for psychoactivity and pharmacology,   
J. Forensic Sci., 53 (1), 90-94.  
 9. Office des Nations Unies contre la drogue et le crime (UNODC), Rapport   
mondial sur la drogue, annuel (voir www.unodc.org/unodc/en/data-and-   
analysis/WDR.html; récupéré en janvier 2009).  
10. UNODC, Dictionnaire multilingue sur les stupéfiants et les substances psycho-  
tropes sous contrôle international, 2007 (voir www.unodc.org/unodc/en/ scientists/  
multilingual-dictionary-of-narcotic-drugs-and-psychotropic-substances-under-  
international-control.html.html; récupéré en janvier 2009).  
11. Hill R. J. (1983), Marijuana, Cannabis sativa L., Regulatory Horticulture,   
Weed Circular No. 5, 9 (1-2), 57-66.

52 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
12. Flora of North America, www.efloras.org (récupéré en janvier 2009).  
13. www.illustratedgarden.org (récupéré en janvier 2009).  
14. www.ab.ru/~slava/flora/f181.htm (récupéré en janvier 2009).  
15. www.fredicampo.com (récupéré en novembre 2007).  
16. Wolf D. (2007), Jardin botanique, Bâle, communication personnelle.  
17. encycl.opentopia.com/term/Cannabis\_sativa (récupéré en janvier 2009).  
18. Wolke W. (1995), Cannabis Handbuch, Raymond Martin Verlag,   
ISBN 3-88631-220-5.  
19. www.answers.com/topic/cannabis (récupéré en janvier 2009).  
20. Bone C., Waldron S.J. (1999), New trends in illicit cannabis cultivation in the   
United Kingdom of Great Britain and Northern Ireland, Bulletin on Narcotics,   
vol. XLIX et L, 117-128.  
21. Europol Drugs Information Bulletin n° 3/2001, 7.  
22. Mahler H. (2007), Proceedings XV . GTFCh Symposium 2007, Mosbach,   
ISBN 978-3-00-023794-2 (en allemand; voir aussi www.gtfch.org/cms/images/   
stories/media/tb/tb2007/s451-464.pdf; récupéré en janvier 2009).  
23. Stambouli H. et al. (2007), Cultivation of Cannabis sativa L. in northern   
Morocco, Bulletin on Narcotics, vol. LVII, nos 1 et 2, 79-118.  
24. Toonen M., Ribot S. et Thissen J. (2006), Yield of indoor Cannabis cultivation   
in The Netherlands, J. Forensic Sci., 51, 1050-1054.  
25. Bureau Ontnemingswetgeving Openbaar Ministerie (BOOM) (2005), Weder-  
rechtelijk verkregen voordeel hennepkwekrij bij binnenteelt onder kunstlicht:   
Standaardberekeningen en normen.  
26. Fritschi G., Klein B. et Szilluweit W. (2006), Verteilung der THC-Gehalte in   
Marihuanapflanzen: Bestimmung der Gehalte in Wurzeln, Stängeln, Blättern   
und Blüten, Toxichem+Krimtech, 73(2), 54-56. (en allemand; voir aussi   
www.gtfch.org/tk/tk73\_2/Fritschi1.pdf; récupéré en janvier 2009).  
27. THC Statistics, Bureau fédéral helvétique de santé publique (voir   
aussi www.sgrm.ch/content.php?setsprache=d&action=sellang&alternative=,   
> Chemie > ForensischeChemie > THC Gehaltstatistik 2006\_2; récupéré en   
janvier 2009).  
28. Raharjo T. J. et al. (2004), Cloning and overexpression of a cDNA encoding   
a polyketide synthase (PKS) from Cannabis sativa L., Plant Physiol. Biochem.,   
42, 291-297.  
29. Futoshi T. et al. (1995), J. Am. Chem. Soc. 117, 9766-9767.  
30. Futoshi T. et al. (1996), J. Biol. Chem. 271, 17411-17416.

Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis 53  
31. Fellermeier M. et al. (2001), Biosynthesis of cannabinoids, Incorporation expe-  
riments with 13C-labeled glucoses, European Journal of Biochemistry, 268 (6),   
1596-1604.  
32. Avec la permission de la Police cantonale de Zurich, KTA-KF.  
33. Industrial Hemp in the United States, www.ers.usda.gov/publications/ages001E/   
ages001Eh.pdf (récupéré en janvier 2009).  
34. King L. A. (2003), “The Misuse of Drugs Act” — A Guide for forensic   
 scientists, RSC publication (p. 82).  
35. Cole M. D. (2003), The analysis of controlled substances, John Wiley & Sons,   
ISBN 0-471-49252-3 (HB).  
36. Ross S. A. et Elsohly M. A. (1997), CBN and ∆9-THC concentration ratio as   
an indicator of the age of stored marijuana samples, Bulletin on Narcotics,   
vol. XLIX et L, 139-147.  
37. De Meijer E. P. M. et al. (1992), Characterization of Cannabis accessions with   
regard to cannabinoid content in relation to other plant characteristics,   
 Euphytica, 62, 187-200.  
38. Groupe de travail sur les drogues du Réseau européen des instituts de police   
scientifique (ENFSI) et UNODC (2009), Guidelines for representative drug   
sampling (voir www.unodc.org/unodc/en/scientists/guidelines-on- representative-  
drug-sampling.html).  
39. Journal officiel de la Communauté européenne du 28 décembre 2000   
(L 332/63), Réglementation de la Commission (CE) n° 2860/2000 du   
27 décembre 2000 (voir http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/site/en/oj/2000/   
l\_332/l\_33220001228en00630075.pdf; récupéré en janvier 2009).  
40. www.SWGDRUG.org (récupéré en janvier 2009).  
41. Wissenschaftlicher Dienst, avec la permission de la Police de la ville de Zurich   
(Suisse), 2007.  
42. Joyce et Curry (1970), The botany and chemistry of Cannabis.  
43. Jackson B. P. et Snowdon D. W. (1968), Powdered Vegetable Drugs,   
J&A Churchill Ltd., Londres.  
44. Dayanandan P. et Kaufman P. B. (1976), Trichomes of Cannabis sativa L.   
(Cannabaceae), Amer. J. Bot. 63(5), 578-591.  
45. Hammond C. T. et Mahlberg P.G. (1973), Morphology of glandular hairs of   
Cannabis sativa from scanning electron microscopy, Amer J. Bot., 60(6)   
524-528.  
46. Segelman A. B. et al. (1973), J. Pharm. Sci., vol. 62, Issue 3, 515-516.  
47. Sirikantaramas S. et al. (2004), The gene controlling marijuana psychoactivity:   
Molecular cloning and heterologous expression of ∆1-tetrahydrocannabinolic   
acid synthase from Cannabis sativa L., J. Biol. Chem., 279 (38), 39767-  
39774.

54 Méthodes recommandées pour l’identification et l’analyse du cannabis et des produits du cannabis  
48. Dussy F. E. et al. (2005), Forensic Sci. Int. 149, 3-10.  
50. Andrew Holmes (2007), communication personnelle.  
51. Fuche Chr. et al. (2001), The use of IMS and GC/IMS, IJIMS 4, 1, 20-25,   
p. 23.  
52. Wissenschaftlicher Dienst, avec la permission de la Police de la ville de Zurich   
(Suisse), méthode validée (2007).  
53. Poortman-van der Meer A. J. et Huizer H. (1999), A contribution to the impro-  
vement of accuracy in the quantitation of THC, Forensic Sci. Int., 101, 1-8.  
54. Avec la permission de l’Institut médico-légal, St-Gall (Suisse), méthode validée   
(2005).  
55. Brenneisen R. (1984), Psychotrope Drogen, Pharm. Acta Helv., 59, 9-10,   
247-259.  
56. Brenneisen R. et ElSohly M.A. (1988), Chromatographic and spectroscopic   
profiles of Cannabis of different origins: Part I, J. Forensic Sci., 33, 1385-  
1404.  
57. Lai H. et al. (2008), Headspace sampling and detection of cocaine, MDMA,   
and marijuana via volatile markers in the presence of potential interferences   
by solid phase microextraction-ion mobility spectrometry (SPME-IMS), Anal   
Bioanal Chem., 392 (1-2), 105-113.  
58. Ilias Y . et al. (2005), Extraction and analysis of different Cannabis samples   
by headspace solid-phase microextraction combined with gas chromatography-  
mass spectrometry, Journal of Separation Science, 28 (17), 2293-2300.  
59. Lachenmeier D. W. et al. (2004), Determination of cannabinoids in hemp food   
products by use of headspace solid-phase microextraction and gas chromato-  
graphy–mass spectrometry, Anal. A. Bioanal. Chem., 378 (1), 183-189.  
60. Shibuya E. et al. (2006), Sourcing Brazilian marijuana by applying IRMS   
analysis to seized samples, Forensic Sci. Int., 160 (1), 35-43.  
61. Benson S. et al. (2006), Forensic applications of isotope ratio mass spectro-  
metry — A review, Forensic Sci. Int., 157 (1), 1-22.  
62. Miller Coyle H. et al. (2003), An overview of DNA methods for the identi-  
fication and individualization of marijuana, Croat. Med. J., 44 (3), 315-321.

Crédits photos:  
Photothèque de l’UNODC; UNODC/Ioulia Kondratovitch; Alessandro Scotti.

Méthodes recommandées   
pour l’identification et l’analyse du   
cannabis et des produits du cannabis  
\*0989096\*V.09-89096 — Avril 2010 — 235  
Manuel destinÉ aux laboratoires nationaux d’analyse des drogues  
15 USD  
ISBN 978-92-1-248176-0  
Publication des Nations Unies  
Imprimé en Autriche  
Numéro de vente: F.09.XI.15  
ST/NAR/40  
Centre international de Vienne, Boîte postale 500, 1400 Vienne (Autriche)   
Téléphone: (+43-1) 26060-0, Télécopie: (+43-1) 26060-5866, www.unodc.org