



UNODC

Office des Nations Unies
contre la drogue et le crime



Méthodes recommandées pour l'identification et l'analyse du cannabis et des produits du cannabis

MANUEL DESTINÉ AUX LABORATOIRES NATIONAUX D'ANALYSE DES DROGUES

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**

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 commercialisés 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.

ST/NAR/40

PUBLICATION DES NATIONS UNIES

Numéro de vente F.09.XI.15

ISBN 978-92-1-248176-0

Cette publication n'a pas été corrigée officiellement.
Langue d'origine: anglais

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:

D^r Michael Bovens et M. Markus Schlapfer, Service de science médico-légale, Police de la ville de Zurich (Suisse)

M^{me} 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'Australie et de Nouvelle-Zélande (SMANZFL)

M. Andrew Holmes, Conseiller scientifique principal, Service d'analyse des drogues, Santé Canada, Toronto (Canada)

D^r 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

D^r 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

D^r H. Stambouli, Laboratoire de police scientifique, Gendarmerie Royale, Rabat (Maroc)

D^r 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 Bovens 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.

Sommaire

	<i>Page</i>
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 Δ^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

	<i>Page</i>
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 présumptifs	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. 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. Parallèlement, 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 disponibilité sur les marchés illicites d'une grande gamme de produits du cannabis à différentes 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 resurgi de nouveau.

Il est donc nécessaire d'obtenir des données analytiques comparables entre laboratoires 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 expérimentaux réduit les possibilités de comparaison des résultats. Par exemple, la conversion 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 technologique, 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.

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 comporte 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 appropriées 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 sophistication 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 disposer 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 systématique la littérature la plus récente en sciences analytiques et médico-légales.

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.

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 pratiquement 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 communes 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

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 pratiquée 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 produits 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 Δ^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.

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 chimiques 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).

Figure 1. Aspects morphologiques de *Cannabis sativa* L. [13]



- | | | | |
|---|--|----|---|
| A | Inflorescence de la plante mâle (à étamines) | 7 | Fleur à pistil mettant en évidence l'ovaire (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.

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.



Hibiscus cannabinus



Acer palmatum



Urtica cannabina

(Image: [14])



Dizygotheca elegantissima

(Image: [15])

Figure 2. Quelques espèces de plantes ayant des caractéristiques morphologiques semblables à celles de *Cannabis sativa* L. (suite)



Potentilla recta



Datisca cannabina

(Image: [16])

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 haute teneur en THC de *C. sativa* ssp. *sativa* au cycle rapide de développement et au rendement

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 production 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).

3.6.5 Production en intérieur

La culture de cannabis à partir de graines signifie que la moitié de la récolte comporte 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

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'environ 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

<i>Rendement minimum (g/plante)</i>	<i>Rendement moyen (g/plante)</i>	<i>Référence</i>
	22	21
25	40	22
	33,7	24
28		25

*Données non publiées.

Tableau II. Rendements indicatifs d'herbe de cannabis séchée par unité de surface cultivée

<i>Culture en extérieur (g/m²)</i>	<i>Culture en intérieur (g/m²)</i>	<i>Référence</i>
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 Δ 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).

CBGA est le précurseur du THCA ainsi que du CBDA et de l'acide cannabichroménique (CBCA). Le THC, le CBD et le cannabichromène (CBC) correspondants sont générés par décarboxylation.

Le cannabinoïde (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 ressemblent 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 contiennent 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. Cependant, 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

sur le marché illicite de la “marie-jeanne” non transformée, c’est-à-dire brute, obtenue 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 cannabinoïdes. 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 équipés 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 combinaison 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.

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 techniques 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 pratiquement 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

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 grossière. 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 certaines parties d'Asie du Sud et du Sud-Ouest, implique l'immersion du matériau végétal, 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-ci 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.

Figure 4. “Pollinisateur” et résine collante en poudre (produit) [32]

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 passoirs 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 psychoactif, 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,

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'acides 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 -linoléique. Le rapport d'acides gras Ω -6/ Ω -3 de 3:1 fait de l'huile de graine de cannabis un nutriment 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 enveloppes 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

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].

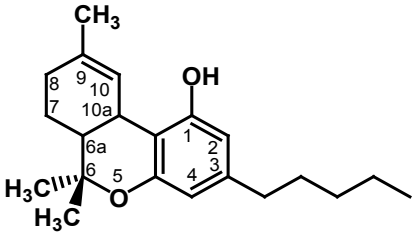
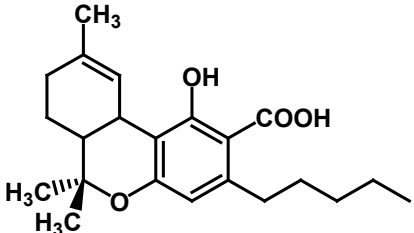
Comme il a été décrit plus haut dans la rubrique 3.12, le CBD et le THC sont tous deux des dérivés biosynthétiques du CBGA par le biais des acides CBDA et THCA respectivement. Si le rapport des aires de pic** de [THC+CBN] : [CBD] est <1, la plante de cannabis est considérée de type fibres. Si le rapport est >1, elle est considérée 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.

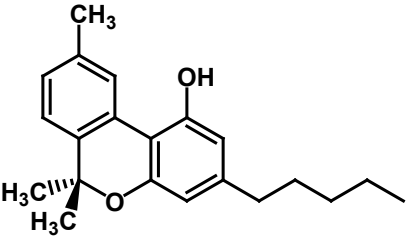
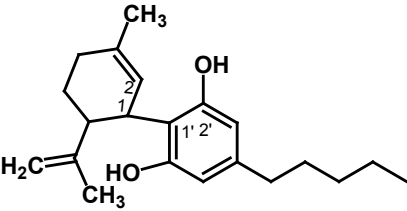
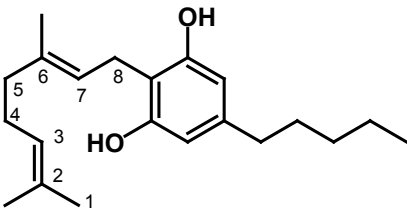
$$X = \frac{[THC] + [CBN]}{[CBD]}$$

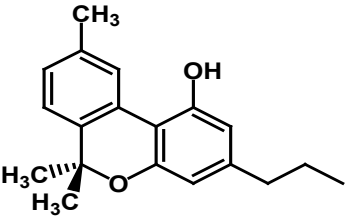
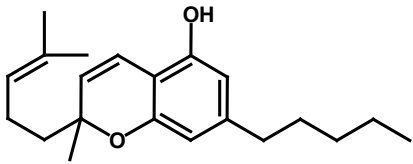
$[THC]$	Aire de THC dans le chromatogramme
$X > 1$	Cannabis de type drogue
$X < 1$	Cannabis de type fibres

*C'est-à-dire le rapport des aires de pic du chromatogramme gazeux (GC-FID).

4. Constituants chimiques d'intérêt médico-légal

<p>(-)-Δ^9-trans-tétrahydrocannabinol Tétrahydrocannabinol, THC</p>  <p>Principales caractéristiques pharmacologiques:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Euphorisant - Anti-inflammatoire - Antalgique - Antiémétique 	<p>CAS: 1972-08-3 Formule empirique: $C_{21}H_{30}O_2$ Poids moléculaire: 314,46 g/mol Point de fusion: huile visqueuse pKa: 10,6 log P: 6,99 (octanol/eau)</p> <p>Solubilités:</p> <p>Eau: insoluble (2,8 mg/L 23 °C)</p> <p>Éthanol: soluble</p> <p>Chloroforme: soluble</p> <p>Hexane: soluble</p>
<p>Acide (-)-Δ^9-trans-tétrahydrocannabinolique THCA</p>  <p>Principales caractéristiques pharmacologiques:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Antibactérien - Antibiotique 	<p>CAS: 23978-85-0 Formule empirique: $C_{22}H_{30}O_4$ Poids moléculaire: 358 g/mol Point de fusion: n/a (décomposition/décarboxylation du THCA en THC à environ 125-150 °C)</p> <p>Solubilités:</p> <p>Eau: insoluble</p> <p>Éthanol: soluble</p> <p>Chloroforme: soluble</p> <p>Hexane: soluble</p>

<p>Cannabinol CBN</p>  <p>Principales caractéristiques pharmacologiques:</p> <ul style="list-style-type: none"> – Sédatif – Anticonvulsif – Antibiotique – Anti-inflammatoire 	<p>CAS: 521-35-7</p> <p>Formule empirique: $C_{21}H_{26}O_2$</p> <p>Poids moléculaire: 310,43 g/mol</p> <p>Point de fusion 76-77 °C</p> <p>log P 6,23 (octanol/eau)</p> <p>Solubilités:</p> <p>Eau insoluble</p> <p>Éthanol soluble</p> <p>Chloroforme soluble</p> <p>Hexane soluble</p>
<p>Cannabidiol CBD</p>  <p>Principales caractéristiques pharmacologiques:</p> <ul style="list-style-type: none"> – Anxiolytique – Anti-inflammatoire – Antipsychotique – Antispasmodique – Antalgique 	<p>CAS: 13956-29-1</p> <p>Formule empirique: $C_{21}H_{30}O_2$</p> <p>Poids moléculaire: 314,46 g/mol</p> <p>Point de fusion 66-67 °C</p> <p>log P 5,79 (octanol/eau)</p> <p>Solubilités:</p> <p>Eau insoluble</p> <p>Éthanol soluble</p> <p>Chloroforme soluble</p> <p>Hexane soluble</p>
<p>Cannabigérol CBG</p>  <p>Principales caractéristiques pharmacologiques:</p> <ul style="list-style-type: none"> – Antibiotique – Anti-inflammatoire – Antifongique – Antalgique 	<p>CAS: [25654-31-3] (E); [95001-70-0] (E/Z)</p> <p>Formule empirique: $C_{21}H_{32}O_2$</p> <p>Poids moléculaire: 316,48 g/mol</p>

<p>Cannabivarine CBV</p> 	<p>CAS: 33745-21-0 Formule empirique: $C_{19}H_{22}O_2$ Poids moléculaire: 282,38 g/mol</p>
<p>Cannabichromène CBC</p>  <p>Principales caractéristiques pharmacologiques:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Anti-inflammatoire - Antifongique - Antibiotique - Antalgique 	<p>CAS: 20675-51-8 Formule empirique: $C_{21}H_{30}O_2$ Poids moléculaire: 314,46 g/mol</p>

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 — qualitatives et quantitatives — utilisées pour l'analyse de drogues dans les laboratoires de police scientifique nécessitent de très petites quantités de matériau, il est indispensable 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 internationales 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 conviction comme preuve visuelle au tribunal. Pour les tablettes comprimées, il est également 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 scientifique doivent, autant que faire se peut, chercher à utiliser un système d'échantillonnage 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 européenne 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

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'identification (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 stoppée. 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 caractéristiques 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

*Voir l'exemple d'un champ de chanvre dans la référence 38 concernant la comparaison des approches hypergéométrique et bayésienne.

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 échantillon (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 disponibilité d'instruments appropriés et du niveau de preuve légalement acceptable dans la juridiction dans laquelle il/elle travaille. Pour les produits du cannabis présentant 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 minimum 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 caractéristiques morphologiques uniquement à condition que les caractéristiques requises soient présentes.

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 cannabis sont influencées par la souche de graines ainsi que par les facteurs environnementaux 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 robustes 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'environnement et des facteurs héréditaires ainsi que de la méthode de culture. Les ramifications latérales varient d'une position opposée à alternée sur l'ensemble de la tige principale. L'arrangement décussé (opposé) des feuilles devient alterné aux extrémités 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 inférieures (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*



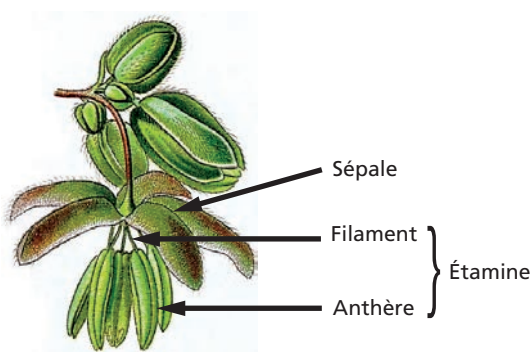
Figure 7. Surface abaxiale (à gauche) et surface adaxiale (à droite) de feuilles de *Cannabis sativa*



© Police criminelle fédérale, Brésil

Chaque fleur à étamines (mâle) comprend cinq sépales pubescents d'un vert blanchâtre 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.

Figure 9. Caractéristiques morphologiques des fleurs et des fruits femelles

Le fruit, un akène, contient une graine unique à enveloppe dure recouverte de près par la paroi mince de l'ovaire, ellipsoïde, légèrement comprimée, 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 épidermiques 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.

Figure 10. Vue microscopique de trichomes non glandulaires [41]



Trichomes cystolithiques

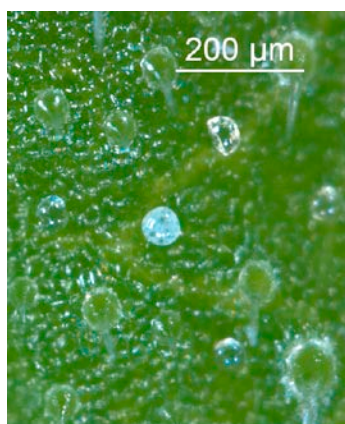


Trichomes non cystolithiques

b) Trichomes glandulaires. Ils existent sous forme de:

- Glandes sessiles, c'est-à-dire des trichomes sans tige, que l'on trouve généralement sur l'épiderme inférieur;
- Petits trichomes glandulaires bulbeux à tige unicellulaire;
- Longues tiges multicellulaires sur les bractéoles entourant les fleurs femelles (trichomes glandulaires à tige multicellulaire).

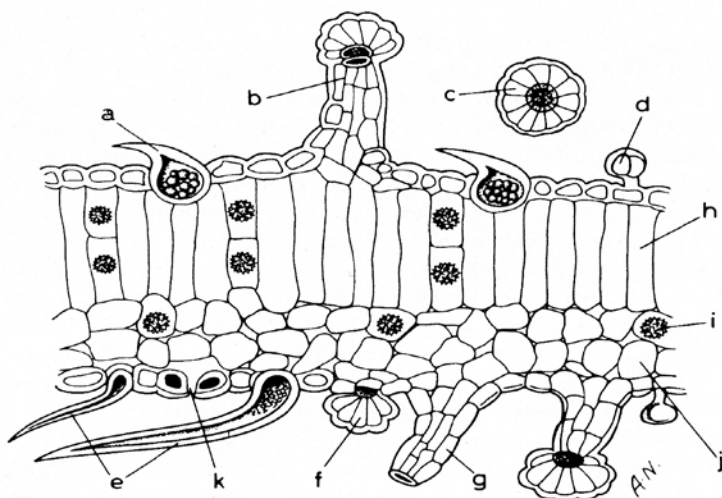
Figure 11. Vue microscopique de trichomes glandulaires [41]



Glandes sessiles



Trichomes glandulaires pétiolés

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 certaine. 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].

5.4 Analyse chimique

5.4.1 Généralités

Le THC est généralement présent à concentration relativement faible dans le matériau végétal et l'on considère qu'il est dérivé artificiellement du THCA par décarboxylation 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 habituellement 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'injection ne donnent qu'une faible décarboxylation à la même température. Ceci est sans doute dû aux différences de géométrie des injecteurs. Une température d'injection 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 validés 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 %.

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 disponibles 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 différents 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.

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
<i>Méthode</i> <p>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.</p>		
<i>Résultats</i> <p>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.</p> <p>Ceci représente un avantage pour un réactif de test de terrain qui s'applique à des échantillons d'âges divers et d'origines différentes.</p>		

*Sel Fast Corinth V = Dichlorozinc; 2-méthoxy-5-méthyl-4-(4-méthyl-2-nitrophényl) diazényl-benzènediazonium; dichlorure
= Composant diazoïque 39
= $C_5H_{14}N_5O_3 \cdot 0,5 ZnCl_4$

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
<i>Méthode</i> <p>Même procédé qu'avec le sel Fast Corinth V.</p>		

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

5.4.3.1.3 Test rapide de Duquenois (Test Duquenois-Levine)

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	
<i>Méthode</i> 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.		
<i>Résultats</i> Si la couche inférieure (chloroforme) devient violette, ceci indique la présence d'un produit du cannabis.		
<i>Note</i> Ce test n'est pas aussi sensible que les tests à deux papiers-filtres décrits plus haut.		

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 résultats 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

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 cannabinoïdes 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 nécessaire; l'utilisation du liquide surnageant devrait pouvoir produire des résultats fiables. À des fins d'identification, 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.

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.
<p><i>Note</i></p> <p>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.</p> <p><i>Fixation</i></p> <p>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:</p> <p style="text-align: center;">Diéthylamine — Solution de Fast Blue B — Diéthylamine</p> <p>Les plaques sont ensuite séchées à l'air chaud ou à température ambiante pendant une nuit.</p> <p>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.</p> <p><i>Note</i></p> <p>Puisque le Fast Blue B est déclaré être un puissant cancérigène, il convient de prendre les précautions adéquates avec ce réactif.</p>		

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).

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 cannabinoïdiques. 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 dérivation

La dérivation est nécessaire ou non selon le but de l'analyse. Sans dérivation 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 cannabis 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 dérivation 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'ensemble 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 systèmes 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.

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, H ₂ 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 théorique dans le chromatographe gazeux en question, il convient de mesurer et d'observer 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 chromatographie 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.

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 aliquotes de 1,5 ml de l'extrait ci-dessus (non décarboxylé thermiquement) doivent être dérivatisés avant l'analyse GC. Les agents de dérivatisation communément utilisés sont:

- Le MSTFA: N-méthyl-N-triméthylsilyltrifluoroacétamide
- Le BSTFA/TMCS: N,O-bis(triméthylsilyl)trifluoroacétamide/Triméthylchlorosilane (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.

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'ensemble 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 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.

Décarboxylation

200 µl de l'extrait ci-dessus sont transférés dans un flacon de dérivation. 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 (-)-Δ⁹-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.

<i>Substance</i>	<i>Temps de rétention (min)*</i>	<i>Temps relatif de rétention*</i>
Cannabidiol	4,9	0,69
Cannabinol	6,0	0,85
(-)- Δ^9 -THC	7,1	1,00
Acide de (-)- Δ^9 -THC	7,4	1,04

*Effectué sur 250-4 mm LiChrospher® 60 RP-select B (5 μ m) avec une pré-colonne 4-4 LiChrospher® 60 RP-select B (5 μ m)

Le calcul des résultats quantitatifs est effectué à des longueurs d'onde de 220 et 240 nm.

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 présentent 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

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 dérivation 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 particulièrement 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 différenciation [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 correspondance 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.

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%20definitief%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 Δ^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 psychotropes sous contrôle international, 2007 (voir www.unodc.org/unodc/en/scientists/multilingual-dictionary-of-narcotic-drugs-and-psychoactive-substances-under-international-control.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.

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, n°s 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), *Wederrechtelijk 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](http://www.sgrm.ch/content.php?setsprache=d&action=sellang&alternative=>Chemie>ForensischeChemie>THC%20Gehaltstatistik%202006_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.

31. Fellermeier M. *et al.* (2001), Biosynthesis of cannabinoids, Incorporation experiments with ^{13}C -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 Δ^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 Δ^1 -tetrahydrocannabinolic acid synthase from *Cannabis sativa* L., *J. Biol. Chem.*, 279 (38), 39767-39774.

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 improvement 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 chromatography-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 spectrometry — A review, *Forensic Sci. Int.*, 157 (1), 1-22.
62. Miller Coyle H. *et al.* (2003), An overview of DNA methods for the identification and individualization of marijuana, *Croat. Med. J.*, 44 (3), 315-321.

كيفية الحصول على منشورات الأمم المتحدة

يمكن الحصول على منشورات الأمم المتحدة من المكتبات ودور التوزيع في جميع أنحاء العالم. استعلم عنها من المكتبة التي تتعامل معها أو اكتب إلى: الأمم المتحدة، قسم البيع في نيويورك أو في جنيف.

如何购取联合国出版物

联合国出版物在全世界各地的书店和经营处均有发售。 请向书店询问或写信到纽约或日内瓦的联合国销售组。

HOW TO OBTAIN UNITED NATIONS PUBLICATIONS

United Nations publications may be obtained from bookstores and distributors throughout the world. Consult your bookstore or write to: United Nations, Sales Section, New York or Geneva.

COMMENT SE PROCURER LES PUBLICATIONS DES NATIONS UNIES

Les publications des Nations Unies sont en vente dans les librairies et les agences dépositaires du monde entier. Informez-vous auprès de votre libraire ou adressez-vous à: Nations Unies, Section des ventes, New York ou Genève.

КАК ПОЛУЧИТЬ ИЗДАНИЯ ОРГАНИЗАЦИИ ОБЪЕДИНЕННЫХ НАЦИЙ

Издания Организации Объединенных Наций можно купить в книжных магазинах и агентствах во всех районах мира. Наводите справки об изданиях в вашем книжном магазине или пишите по адресу: Организация Объединенных Наций, Секция по продаже изданий, Нью-Йорк или Женева.

CÓMO CONSEGUIR PUBLICACIONES DE LAS NACIONES UNIDAS

Las publicaciones de las Naciones Unidas están en venta en librerías y casas distribuidoras en todas partes del mundo. Consulte a su librero o diríjase a: Naciones Unidas, Sección de Ventas, Nueva York o Ginebra.



UNODC

Office des Nations Unies
contre la drogue et le crime

Centre international de Vienne, Boîte postale 500, 1400 Vienne (Autriche)
Téléphone: (+43-1) 26060-0, Télécopie: (+43-1) 26060-5866, www.unodc.org

Publication des Nations Unies
Imprimé en Autriche

Numéro de vente: F.09.XI.15
ST/NAR/40



V.09-89096 — Avril 2010 — 235

15 USD
ISBN 978-92-1-248176-0

