

УДК 543.054, 543.062

© Д. Г. Петров, Е. Д. Макарова, И. Е. Антифеев, М. В. Зайцева, 2024

СБОР ГЕНЕТИЧЕСКИХ БИОМАТЕРИАЛОВ (ДНК) С ПОВЕРХНОСТЕЙ: МЕТОДЫ И УСТРОЙСТВА (ОБЗОР)

В обзоре рассмотрены современные технологии и тенденции развития в разработке приборов для взятия проб, в том числе контактной ДНК с различных поверхностей и предметов. В статье рассматривается эффективность сенсорных методов восстановления ДНК и устройств, используемых для сбора ДНК с различных поверхностей на месте преступления для судебно-медицинской лаборатории, а также рассмотрены проблемы, ограничения методов и современные тенденции развития. Разобраны распространенные и новые методы сбора проб, а именно: соскабливание, вырезание, тампоны (и протирание тампонами), подтяжка лентой и гелем, замачивание, Bardole M-vac, сухой и влажный вакуум и другие.

Кл. сл.: ДНК-судебная экспертиза, контактная ДНК, методы извлечения ДНК, сбор биоматериалов с поверхности, тампоны, протирание тампонами, лифтинг клейкой лентой, лифтинг гелями, мокрое вакуумирование, сухое вакуумирование, метод погружения

ВВЕДЕНИЕ

После сообщения в 1997 г. о возможности получения профиля ДНК из отпечатков пальцев начались интенсивные исследования по применимости имеющихся и созданию новых методов сбора биоматериалов с поверхностей предметов, обнаруживаемых на местах преступлений (включая инструменты, ножи, автомобили, огнестрельное оружие, пищу, постельные принадлежности, презервативы, косметику для губ, бумажники, ювелирные изделия, стекло, кожу, бумагу, кабели, окна, двери и камни) [1]. Конечная цель этих исследований — идентификация личности, присутствовавшей на месте преступления, — достигается в результате многостадийной процедуры, включающей последовательное выполнение следующих процессов: извлечение биоматериала → транспортировка в лабораторию → экстракция ДНК → STR ДНК-типирование → интерпретация результатов (сравнение с существующими криминалистическими базами данных ДНК [2] или с ДНК-профилями подозреваемых в совершении преступления или жертв преступлений, террористических актов и несчастных случаев).

В течение первого десятилетия исследований для ускорения и упрощения анализа были разработаны автоматизированные системы экстракции: система DNAIQ™ (Promega Corporation), роботизированная система Maxwell 16 (Promega Corporation), PrepFiler™ (Applied Biosystems) и роботизированная система AutoMate Express™ Forensic DNA (Applied Biosystems) [3]. Кроме того, уже

в 2011 г. продемонстрированы первые интегрированные автоматизированные системы для судебного STR-генотипирования, выполняющие все стадии анализа — от внесения тампона с образцом до получения результатов STR-анализа, — RapidHIT™ 200 (IntegenX) и система ANDE (Accelerated Nuclear DNA Equipment) для быстрого получения STR-профилей из тампонов с нанесенными буккальными клетками [4, 5]; в 2010 г. появилась первая, а в 2012 г. улучшенная версия полностью интегрированного микрофлюидного анализатора модульного типа MiDAS [6, 7]. В настоящее время на рынке имеются генетические анализаторы полного цикла ParaDNA (LGCForensics), RapidHIT 200 и RapidHITID (Thermo Fisher Scientific), ANDE 6C [5, 8, 9]. (В России проведено тестирование анализаторов RapidHIT 200 и RapidHITID и признано целесообразным их применение в судебно-экспертной практике для ДНК-идентификации [10].) Аппаратура для быстрого ДНК-анализа может использоваться за пределами традиционных лабораторий, например в условиях полицейских участков [8], однако эти приборы первоначально разрабатывались для анализа тампонов с буккальными клетками полости рта, чтобы ускорить обработку сравнительных образцов, связанных с криминальными случаями. Такие образцы, как можно полагать, содержат относительно большое количество ДНК, и некоторые попытки расширить диапазон до меньших количеств ДНК или смесей имели разнообразную степень успеха [8]. По оценке авторов обзора [5], имеющиеся системы хорошо работают при использовании тампонов

с буккальными клетками, полученными из единственного источника, но в случае более сложных образцов успешность в получении полного ДНК-профиля слишком низка, и до сих пор нет портативного устройства, выполняющего все необходимые стадии для быстрого анализа реальных "грязных" образцов прямо на месте преступления. Тестирование ДНК существующими анализаторами, обеспечивая выигрыш во времени анализа и уменьшая его трудоемкость, имеет меньшую чувствительность, чем традиционный лабораторный анализ [5, 8]. Это обстоятельство свидетельствует о еще большей значимости разработки и выбора максимально эффективных методов сбора образцов, первоочередная роль которых в области судебного ДНК-анализа подчеркнута в работе J.M. Butler [11] заключением о важности качественного сбора улик (при тесном сотрудничестве с исследователями мест преступления) и о необходимости понимать, что ДНК-тест, проводимый с использованием даже самой лучшей технологии, хорош и убедителен ровно настолько, насколько хорош собранный образец.

Одной из существующих проблем при анализе контактной ДНК является ее низкое содержание в некоторых собираемых образцах. Количество извлекаемой ДНК варьирует в широких диапазонах: от 0 до 170 нг в зависимости от типа поверхности, длительности и вида контакта [12]. В работе [13] показано, что это количество может быть крайне малым (от менее 100 пг до нескольких сотен пг) и зависит не только от количества ДНК, оставленного прикосновением к поверхности, но и от применяемых способов извлечения и экстракции. Потери ДНК в процессе выполнения этих стадий, по данным разных авторов, могут составлять от 56% до 77% [14], ~39% [14, 15], от 20% до 80% [16], причем предпосылкой этих потерь служит сам выбор метода сбора образцов с поверхности субстрата [16]. Поэтому исследования, проводимые в последнее десятилетие, направлены на выявление основных факторов, влияющих на эффективность извлечения биоматериалов, и сравнительное изучение результативности разных методов, оцениваемой по количеству извлеченной ДНК и/или по данным STR-типирования. В основе исследований лежат модельные опыты, включающие предварительное нанесение отпечатков пальцев (с привлечением добровольцев) или пятен биоматериала (крови, спермы, слюны) на поверхности разного типа (гладкие, рифленые, пористые и т.п.).

Кроме того, еще одной проблемой является то, что источники контактной ДНК окончательно не выяснены и все еще являются предметом исследований и дискуссий, но, как считается, могут включать корнеоциты (отторгнутые клетки рогового

слоя) или их составные части, ядерные эпителиальные клетки из других частей тела или жидкостей организма и внеклеточную/свободную ДНК [12, 14]. Это, в свою очередь, затрудняет создание и выбор эффективного метода, способного извлекать все формы ДНК.

В реальных условиях многие из ДНК-улик приходят из неизвестных биологических источников и являются латентными (скрытыми), поэтому можно выделить две стратегии исследований на месте преступления [17]:

- сбор осуществляют с предполагаемого участка или всей поверхности предмета на основе суждений экспертов, имеющих опыт работы по расследованию преступлений и сбору доказательных улик;
- выявление искомых мест позволяет ускорить сбор образцов на месте преступления и уменьшить трудоемкость самого сбора и анализа собранных биоматериалов в лабораториях.

В представленном обзоре подробно рассмотрены многочисленные методы сбора образцов и устройства, применяемые для извлечения контактной ДНК и пятен биоматериалов с поверхностей разного типа, а также сформулированы основные проблемы и направления текущих исследований. Существующий и наиболее проверенный экспериментально подход к визуализации контактной ДНК кратко изложен в разделе "Заключение" с перечнем литературы, опубликованной по этому вопросу.

Примечание

В англоязычной литературе для ДНК, извлекаемой из отпечатков пальцев, остающихся на поверхностях после прикосновения к ним человека, используют термины: Touch DNA, Trace DNA, Low-Template DNA, Contact DNA. Для единообразия далее в тексте использован термин "контактная ДНК" или "ДНК" (независимо от формы существования, если не оговорено особо). Подробное обсуждение правильности и особенностей использования терминологии проведено в работе [18].

МЕТОДЫ И УСТРОЙСТВА СБОРА БИОМАТЕРИАЛОВ С ПОВЕРХНОСТЕЙ

Метод скобления

Метод скобления состоит в выскабливании поверхностей предметов стерильным лезвием скальпеля или бритвы на участках, с которыми преступник предположительно имел наибольший контакт [19], а также для сбора видимых сухих пятен крови или получения соскобов с ногтей жертв преступления, если экзогенный биоматериал хорошо различим [20, 21] (в последнем случае

используют деревянный инструмент). Метод предлагалось применять также для извлечения ДНК из предметов одежды [22, 23]. Соскобы собирают на чистую бумагу и помещают или в пробирку для экстракции, или в бумажный пакет, сохраняя для анализа; образец может быть собран с достаточно большого участка (приблизительно равного размеру кисти руки человека), что увеличивает вероятность извлечения большего количества ДНК-биоматериала [19]. Метод скобления является идеальным в ситуациях, когда можно локализовать участки, содержащие клетки кожи преступника [19]. Не рекомендуется выполнять скобление на местах преступлений из-за увеличения возможности контаминации улики, потери образца в неконтролируемых окружающих условиях (например, при ветре или движении транспорта [24]) и травмирования оператора — целесообразнее отправлять предметы с контактной ДНК в лабораторию [19]. Однако, несмотря на то, что метод оценивался как один из лучших для сбора контактной ДНК, его явным недостатком является разрушающий характер [15].

Метод вырезания

Метод вырезания, как и скобление, является одним из старейших методов сбора биоматериала и, отличаясь простотой и низкой стоимостью, используется при анализе мягких субстратов, таких как текстильные материалы или бумага — например, из вырезанных участков некоторых типов бумаг (газетной, журнальной и фильтровальной) можно успешно извлекать и экстрагировать ДНК [17]. В последнем случае результат зависит от типа бумаги (наибольшее количество ДНК извлечено из журнальной бумаги, а наименьшее — в 5 раз меньше — из газетной бумаги [25]). Метод может применяться для таких предметов, как медицинские маски, зубочистки, щетки [26], был использован для извлечения контактной ДНК из ленточной окантовки и скрутки проводов в самодельных взрывных устройствах (СВУ) [27] и рекомендовался к применению для архивированных отпечатков пальцев [28]. Эффективность вырезания как метода сбора ДНК продемонстрирована для ткани, толстых и тонких хлопковых веревок, веревки из полимеров [29].

При необходимости извлечения контактной ДНК из мягкой ткани прямое вырезание оценивается как наиболее действенный метод с большой степенью доказательности улики [3], однако к его недостаткам следует отнести узкий диапазон применимости (не каждый участок предмета может быть вырезан) и его разрушающий характер [15, 17, 30, 31]. Кроме того, красители, присутствующие в тканях, могут ингибировать ПЦР [22]. Одним из ограничений использования метода назва-

на возможная несоизмеримость размеров вырезанного участка и объема пробирки для экстракции, что может усложнить дальнейший процесс обработки [19]. Чтобы избежать экстракции, предлагалось применять метод прямой ПЦР: для этого маленький участок ткани (~2 мм²) или волокна помещали непосредственно в пробирку или лунку планшета с реагентами для амплификации [32, 33]. Однако в работе [34], в которой сравниваются разные методы извлечения контактной ДНК из одежды, справедливо указано, что, если место расположения ДНК-биоматериала невидимо, очень трудно определить участок для вырезания. В то же время существует проблема, связанная с анализом вырезанного участка ношенной одежды — в этом случае и внутренняя, и внешняя поверхности извлекаются одновременно, увеличивая вероятность того, что ДНК владельца "затопит" следы чужеродной ДНК [31] (исключением является многослойная структура одежды [17]).

Устройства на основе тампонов

Термин "тампон" (swab — в англоязычной литературе) используется для описания простейшего устройства сбора, состоящего из стержня, к концу которого прикреплен синтетический или натуральный материал, образующий "головку" устройства. Протираание поверхности тампонами (swabbing), являясь наиболее распространенным методом извлечения биоматериалов, до сих пор относится к наиболее изучаемым способам сбора образцов с поверхности. Способ применения тампонов выглядит в обычном исполнении чрезвычайно простым: тампон прикладывают к поверхности и перемещают по целевому участку, обеспечивая максимальный контакт между тампоном и поверхностью и осторожно вращая тампон [1, 35] (после сбора образца тампоны обычно высушивали на воздухе для предотвращения деградации ДНК).

Для изготовления тампонов используют такие материалы, как хлопок, вискозу (rayon), нейлон, полиэфир (dacron), полиуретан и губчатые материалы разной природы [36, 37]. В работе [36] выделены три конструктивных формы: 1) обвитый тампон (из хлопка или вискозы) получают, обматывая многие волокна или одно длинное волокно вокруг стержня (рукоятки); 2) для изготовления флокированного тампона на рукоятку наклеивают короткие нити нейлона перпендикулярно поверхности; 3) тампоны с мягкой набивкой создают, прикрепляя к рукоятке муфты ("подушки") из пены, что обеспечивает более открытую структуру.

Тампоны из губчатых материалов могут эффективно извлекать образцы из пористых поверхностей благодаря высокой абсорбирующей способности. Нейлоновые флокированные тампоны

4N6FLOQSwabs™ [38, 39] специально разрабатывали для улучшения эффективности сбора клеток и их высвобождения. Преимущественное применение тампонов из хлопка — особенно при рутинных исследованиях — обусловлено историческими обстоятельствами, а также их рентабельностью и доступностью. Отмечено, что они предпочтительны для сбора биожидкостей благодаря огромной способности к поглощению жидкости, а кроме того, они недороги и — учитывая большие выпускаемые и используемые количества — более испытаны [40]. Следует также упомянуть, что протирание тампонами из хлопка часто используют при разработке новых методов в качестве "референсного" метода.

Изучение эффективности применения всех типов тампонов для сбора и последующего выделения из тампонов чистой ДНК показало, что все тампоны захватывают ДНК в разной степени, что может зависеть больше от размеров головки, чем от материала тампона, однако доля ДНК, выделяемой из тампонов при последующей экстракции, во всех случаях была ниже 50% [36]. Это относилось в первую очередь к тампонам из хлопка в связи с тем, что некоторые обычные методы экстракции не были достаточно эффективными при извлечении захваченной ДНК [1, 41], причем высушивание тампонов до экстракции могло уменьшать высвобождение ДНК [1, 42, 43]. Для улучшения эффективности выделения биоматериалов предлагались как новые методики экстракции из хлопковых тампонов [41, 44], так и новые типы тампонов. Например, тампоны X-Swab™ (Diomics Corporation), изготовленные из запатентованного синтетического материала Diomat™, как сообщалось, растворяются при создании некоторых условий экстракции; в модельных экспериментах показано, что этот новый материал собирает и высвобождает больше ДНК, чем тампоны 4N6FLOQSwab™ [36, 45, 46]. Растворимые тампоны компании Luna выполнены из ацетата целлюлозы, имеют размер волокон 0.2 мкм (в 100 раз меньше размера волокон обычных тампонов и, следовательно, большую поверхность), не растворяются в воде, детергентах, этаноле и в большинстве других растворителей, но полностью растворяются в хаотропных реагентах, применяемых при экстракции [47], и совместимы с автоматизированными системами Qiagen EZ 1, Thermo Fisher PrepFiler™ и Promega DNA IQ™ [48]. Самопротыкающиеся большие и маленькие прямоугольные тампоны из пены компании Puritan, названные мини-популами (mini-popules), содержат смачивающий реагент (91% изопропиловый спирт с водой), выделяющийся при простом надавливании на рукоятку, разрушающий патентованный изолирующий слой, но в этих мини-популах

по заказу могут применяться и другие растворы [49]. Эти тампоны совместимы с роботизированными системами экстракции и имеют высокую эффективность извлечения ДНК [35].

На рынке имеются также системы, включающие средства для активного или пассивного высушивания тампонов с собранными биоматериалами в процессе транспортировки и хранения. Например, пробирки для сбора уликов ForensiX компании Prionics AG наряду с хлопковыми или нейлоновыми тампонами содержат осушитель SafeDry, а пробирка для транспортировки вязкого тампона Sarstedt Forensic компании Sarstedt AG имеет вентиляционную мембрану, проницаемую для водяных паров [50, 51]. Компания Corap выпускает как упаковочные пробирки для тампонов 4N6FLOQSwabs™ с активной высушивающей системой, так и эти же тампоны с волокнами, обработанными антимикробным агентом [39].

Создаются и новые конструктивные варианты тампонов. Например, тампон microFLOQ® Direct является миниатюрным вариантом тампона 4N6 FLOQSwabs®, разработанным французской жандармерией и выпускаемым компанией Corap [52]. Тампон имеет маленькую головку (1 мм), обработанную лизирующим реагентом, идеально соответствующую размеру микропробирки или лункам 96-луночного планшета для ПЦР [52], и позволяет выполнять прямую амплификацию и ДНК-профилирование, минуя стадию экстракции [39, 53–55]. Устройство с микротампоном, подобное перьевой ручке, разработано для извлечения биоматериалов из труднодоступных мест, таких как спусковые крючки оружия, межклавишные пространства на клавиатурах компьютеров и т.п. [56]. Это устройство включает ПЦР-пробирку, в которую помещен тампон и которая содержит детергент, улучшающий извлечение ДНК из отпечатков пальцев. Появление и внедрение новых технологий (например, 3D-печати) [37] позволит еще больше расширить ассортимент подобных устройств.

Огромное количество активно рекламируемых конкурирующих брендов и модификаций тампонов чрезвычайно затрудняют выбор оптимального варианта для конкретного использования. В первую очередь это можно отнести к задаче сбора контактной ДНК, т.к. сложная и еще не до конца выясненная природа последней затрудняет выявление первенствующего влияющего фактора из многообразия существующих, таких как размер головки тампона, конструкция и тип волокон, статическое электричество сухого тампона, раствор для смачивания тампона, работа оператора и система высушивания [57]. В работе [42] советовалось искать такой тампон, из которого собранная ДНК извлекается наиболее легко, и тестировать разные сочетания тампонов и методов экстракции.

По мнению авторов [57], бесполезно выбирать тампон, собирающий много ДНК, если происходят ее деградация и потери в процессе хранения или экстракции.

По своей направленности исследования по выбору лучшего тампона, на наш взгляд, можно условно подразделить на сравнительные, имеющие целенаправленное служебное значение, и "процедурные". Наиболее многочисленной является первая группа исследований.

Сравнительные исследования, основанные на оценке результатов однофакторных экспериментов, при варьировании только разных типов тампонов, или поверхностей, или биоматериалов, позволяют сделать выводы, которые могут не распространяться на другие, отличающиеся условия эксперимента. Об этом свидетельствует отсутствие единого мнения о лучшем типе тампона (например, хлопковом или нейлоновом): разные авторы рекомендовали разные тампоны или вообще не отмечали разницы между ними [40]. Противоречивость суждений о "лучшем" типе тампонов отмечена и в работе [58]. Оценив результативность сбора контактной ДНК разными тампонами из многих типичных предметов, встречающихся на местах преступлений, авторы [59] заключили, что невозможно указать единственный вариант — оптимальный выбор следует проводить в зависимости от типа поверхности. Показано, что в случае грубой и пористой деревянной поверхности тампон из пены сохраняет целостность, тогда как другие тампоны становятся размочаленными, что увеличивает вероятность потери ДНК-улик; при сборе образцов с более гладкой поверхности тампоны из полиэфира или хлопка могут быть эффективнее [59]. Эффективность сбора ДНК может зависеть от вида биоматериала: обнаружено, что если извлечение тампонами из хлопка и BioSafe® из пятен крови и не отличается существенно, то тампон BioSafe® извлекает больше ДНК лучшего качества в случае контактной ДНК [60].

В целом же в качестве основной тенденции выполнения сравнительных исследований можно, вероятно, констатировать переход от "академического" изучения эффективности применения разных типов тампонов на модельных поверхностях к исследованиям с максимально возможным приближением к реальным условиям и с привлечением к получению и оценке результатов сотрудников полицейских департаментов и судебных лабораторий [40, 57, 58]. В работе [40] сравнили характеристики 5 сертифицированных (по ISO 18385) тампонов (ForensiX 9021040 и 9022015 (хлопок); Bode SecurSwab 2 (хлопок); Soran 4N6 FLOQSwabs® (нейлон); Sarstedt 80.629 (вискоза)) при сборе образцов на местах преступлений без предварительных рекомендаций по процедуре сбора. В резуль-

тате тестирования 500 тампонов каждого типа с участием 42 сотрудников, регулярно работавших с этим типом устройств, по разным причинам были забракованы 3 варианта и оптимальными признаны тампоны из хлопка (ForensiX 9022015) и вискозы (Sarstedt 80.629). Сделан вывод: выбор тампона должен делаться на основе целостного подхода с учетом всех аспектов использования, включая оценку рукоятки тампона (длину, прочность, гибкость), размер пробирок для упаковки тампонов, используемую технику и опыт сотрудников. Поэтому может быть недостаточно проводить сравнение только в лабораторных условиях и при ранжировании влияющих факторов на первое место следует поставить процедуру использования тампонов [40].

Ко второй группе исследований, направленных на конкретный выбор для служебных целей, следует, по-видимому, отнести работы [57, 58], в которых лучшей (максимально приемлемый) тампон целенаправленно выбирается из нескольких, исходя из нужд, опыта и рабочих условий собственных лабораторий с участием и полицейских подразделений, и лабораторий судебной генетики.

"Процедурные вопросы", включающие выбор смачивающих сред, оценку эффективности использования единственного тампона или их сочетания и описание самой техники протирания тампоном, относятся, на наш взгляд, к наименее изученным и в настоящее время наиболее дискуссионным.

Первоначально классический метод сбора контактной ДНК и пятен биоматериалов состоял в применении одианых хлопковых тампонов, предварительно смоченных водой [61], которую считали предпочтительной средой [42], хотя иногда использовали 0.01% раствор додецилсульфата натрия (SDS) или изопропанол [1]. Поскольку некоторые поверхности оказались более трудными для сбора образцов, чем другие, было высказано предположение о целесообразности использования для разных поверхностей разных сред [1]. Однако таких многофакторных экспериментов до сих пор проведено не было, и исследования носили в основном узкоконкретный характер. Так, хлопковые тампоны, смоченные лизирующим буфером (ЛБ), применяли для идентификации изготовителей СВУ по ДНК, извлекаемой из отпечатков пальцев на упаковке [62]. Подробное и самое раннее изучение влияния разных смачивающих сред на сбор контактной ДНК со стеклянных слайдов проведено в работе [63]. Из семи жидкостей, включая воду, часто используемые в лабораториях растворы детергентов и коммерческие чистящие средства, наибольшая эффективность обнаружена при использовании ЛБ, раствора TritonX-100 и раствора SDS при увеличении его концентрации до 2%.

С учетом того, что SDS меньших концентраций регулярно применяют в лабораториях, 2% раствор последнего признан оптимальным с точки зрения практического применения [63]. В это же время, чтобы оценить условия максимального увеличения количества ДНК, собираемого с частей СВУ, было изучено влияние на выход ДНК из пятен биоматериала 4 типов тампонов и 6 смачивающих сред (воды, солевого фосфатного буфера (PBS), этанола, SDS, изопропанола и ЛБ) [64]. Сделан вывод, что не существует единственного лучшего бренда тампона или лучшего смачивающего средства: при использовании тампонов компании Puritan наибольший выход ДНК получен при смачивании водой, этанолом или ЛБ, тогда как лучшие результаты для тампонов Bode SecurSwab™ достигались в случае PBS или SDS, а тампон EOsweb собрал наибольшее количество ДНК при смачивании изопропанолом. В работе [28] при сборе ДНК из архивированных отпечатков отмечена эффективность таких реагентов, как TritonX-100, 2% SDS и 91% изопропанол, но лучшим составом признан ЛБ в сочетании с протеиназой К. Его преимуществом названа возможность лизировать клетки, начиная с момента сбора, что должно повысить выход ДНК и успешность STR-амплификации [28]. Оценка влияния состава 6 сред на извлечение контактной ДНК со стеклянных поверхностей показала, что смачивание тампонов 2% раствором SDS или PBS может значительно улучшить выходы ДНК [65]. В работе [65] отмечены и проблемы, возникающие при использовании детергентов в реальных условиях: образование пены раствором SDS и большую вязкость детергента TritonX-100, затрудняющую разбавление до нужной концентрации, а также их недоступность в виде ампул и необходимость разбавления, не гарантирующего воспроизводимое выполнение операторами. Напротив, вода приемлема для смачивания и доступна в ампулах [65], что, вероятно, может объяснять ее преимущественное применение вплоть до настоящего времени.

Варианты и условия применения тампонов в настоящее время отличаются многообразием. Как уже упоминалось, изначально для сбора образцов контактной ДНК и пятен на поверхностях применяли единственный смоченный водой хлопковый тампон, однако увеличение эффективности извлечения пятен слюны с кожи человека и контактной ДНК из офисных принадлежностей (компьютерных мышей и т.п.) при последовательном применении двух тампонов (мокрого и сухого) [61] привело к тому, что так называемый способ "двойного тампона" стал общепринятым способом сбора клеточного материала с поверхностей [1]; [66, Ch. 1, pp. 1–27]. Способ обоснован трудностью обеспечить воспроизводимую степень

влажности в каждом тампоне, тогда как использование первого тщательно смоченного тампона и второго сухого тампона стандартизирует метод сбора в дополнение к увеличению выхода ДНК [61]. Кроме того, влажный тампон не захватывает весь биоматериал с поверхности, извлекая во многих случаях менее половины материала, поэтому может применяться или множество тампонов (объединяемых при экстракции), или способ двойного тампона [1]. В некоторых ситуациях, например при извлечении контактной ДНК из огнестрельного оружия, установлена целесообразность использования множества тампонов для увеличения выхода ДНК, однако при этом увеличивается вероятность контаминации [67].

Сомневаясь в достаточной обоснованности применения двойного тампона, авторы [68] оценили целесообразность применения второго сухого тампона, считая, что использование только одного тампона значительно упростит сбор образцов на месте преступления и экстракцию в лаборатории. Установлено, что в случае непоглощающих поверхностей (оконного стекла, стали, латуни, синтетической кожи и рифленого пластика) с нанесенными пятнами слюны первые мокрые тампоны дали значительно больше выходы ДНК по сравнению со вторыми сухими тампонами, а вторые мокрые тампоны извлекли больше ДНК, чем вторые сухие тампоны. Сделан вывод, что в идеале каждая судебная лаборатория должна бы проводить тесты для проверки того, является ли протирание двойным тампоном предпочтительным по сравнению с одинарным тампоном. Признано, однако, что в случае некоторых сложных поверхностей протирание двойным тампоном может быть все-таки предпочтительным [68].

Кроме сочетания мокрый – сухой тампон и мокрый – мокрый тампон, оценивали применимость и других вариантов. Например, при сборе образцов ДНК с поверхности документов сочетание сухой – сухой тампон по эффективности не уступало методу двойного тампона [69]. Сочетания сухой – мокрый тампон и мокрый – сухой тампон дали близкие результаты при извлечении ДНК из рифленой поверхности [70]. В работе [43] сообщается о применении пары из влажного – сухого тампона (в этом случае воду наносят на одну сторону тампона, оставляя вторую сторону сухой). Показано, что (двойной мокрый – сухой) тампон при извлечении контактной ДНК со стеклянной поверхности дает лучшие результаты, чем влажный – сухой тампон, но зависит от размеров площади сбора [43]. В работе [71] отмечено, что в последнее время применяют и такие варианты, как (двойной мокрый – влажный) тампон и (одинарный влажный – сухой), причем в случае плитки способ одного тампона мокрого или влажного – сухого обеспечивал максимальное извлечение ДНК.

Помимо состава смачивающих растворов и вариантов сочетания тампонов, огромное влияние на конечные результаты оказывает сама техника протирания, описание которой до последнего времени носило весьма приблизительный характер: поверхность протирали в течение ~15 с, используя умеренно сильное давление и круговые движения; при этом тампоны вращали вокруг их длинной оси, чтобы все стороны тампона соприкасались с поверхностью [61]. В работе [1] уточнялось, что необходимо многократно перемещать смоченный тампон с некоторым давлением и вращением для сбора со всей поверхности (протирание предполагаемой области контакта, которая меньше или больше реальной области, будет означать, что часть образца останется несобранной).

Считая, что способ протирания тампонами изучен только на поверхностном уровне, авторы [72] оценили качество сбора пятен слюны на поверхностях разного типа, анализируя индивидуальные способы применения тампонов опытными сотрудниками. Из 5 ключевых факторов, которые могут влиять на выход ДНК, при использовании хлопковых тампонов выделены два решающих фактора: удерживание тампона под углом ~60° к поверхности и вращение. Сбор образцов осуществляли, перемещая тампон по слаломной схеме, описанной в работе [73, рис. 2] для микробиологии: дважды по площади, при этом второй раз перпендикулярно первому направлению движения, сохраняя постоянное давление и угол между тампоном и поверхностью. Следует заметить, что в микробиологии применяется и несколько отличающаяся схема: тампон удерживают под углом ~30° по отношению к поверхности, и может выполняться третья (необязательная) стадия с изменением направления движения на 135° [74]. Авторами [72] сделаны выводы о том, что: 1) эффективность извлечения ДНК определяется умением сотрудника и совместимостью тампона с поверхностью; 2) 13 разных тампонов из 4 материалов (хлопка, флокированного нейлона, маленькой пены и большой пены) обеспечивали равные выходы ДНК в случае гладких поверхностей, но в случае абсорбирующей деревянной поверхности большее извлечение ДНК достигнуто при использовании тампонов из большой пены; 3) создание специализированных протоколов на основе факториальных экспериментов позволяет увеличить выход ДНК и снизить вариацию результатов [72], различившихся в 3 раза в группе из 10 опытных операторов при сборе пятен слюны на оконном стекле [68].

О влиянии типа субстрата и опыта оператора на эффективность сбора контактной ДНК ранее был сделан вывод авторами [75]. В последних

работах также продемонстрировано, что разные операторы получают сильно различающиеся результаты при сборе образцов [57, 58], подтверждая необходимость детальных исследований [57], и при ранжировании влияющих факторов на первое место следует поставить выполнение самой процедуры [40], т.к. удобство и искусство применения тампона оказывает прямое влияние на результаты извлечения ДНК [40]. Эти выводы относительно важности учета практических сторон применения тампонов согласуются с оценкой, данной много ранее в работе [1] для некоторых ручных методов: несмотря на то, что протирание тампоном кажется простым и прямым способом, обучающие тренировки будущих операторов демонстрируют, насколько легко осуществить неправильный сбор образцов. Неадекватное обучение в сочетании с отсутствием компетентного тестирования и мониторинга индивидуальных техник сбора могло бы радикально ограничить успешные показатели [1].

Наконец, следует упомянуть о широком использовании тампонов из разных материалов для выявления контаминации нуклеиновыми кислотами в клинических и исследовательских лабораториях (на поверхностях приборов, столов, личных вещей персонала и т.п.), которое регулярно выполнялось ранее и стало особенно актуальным в период пандемии COVID-19. С этой целью применяли тампоны разных типов, например нейлоновые (сертифицированные 4N6FLOQSwabs® Crime Scene, используемые в криминалистике [76]), полиуретановые (Cleansafe Labs, South Africa) [77], хлопковые (Selefa, OneMed, Sweden) [78], отечественные тампоны из вискозы "Tampron-probe" (MiniMed, Россия) [79]. Ранее сообщалось о применении тампонов на международной космической станции для микробиологического мониторинга внутренних поверхностей, однако в этом случае были выявлены такие проблемы, как необходимость использования воды, возможность пораниться при разломе рукоятки в процессе сбора проб и трудности сбора с искривленных поверхностей [80]. Кроме того, проблемой названо множество стадий в протоколе сбора образцов и сделан вывод о необходимости применения устройств с упрощенной процедурой сбора биоматериалов [81].

По мнению авторов [35], понятие "образцовый тампон" является вопросом выбора, основанным на стоимости, существующем опыте, эффективности, характерных укоренившихся способах и совместимости с особенностями оборудования, но решающим фактором, определяющим наиболее эффективное устройство, является субстрат, на котором он будет использоваться [35].

ЛИФТИНГ КЛЕЙКОЙ ЛЕНТОЙ

Лифтинг клейкой лентой с момента его введения в начале 2000-х гг. был признан эффективным методом сбора образцов в судебной биологии [82] и становится официально установленной процедурой сбора биоматериалов из текстильных материалов с кожи человека, твердых поверхностей в транспортных средствах и из других предметов в местах преступления [22, 35, 83]. Применение мини-лент оценивалось как легкий и быстрый метод в случаях, когда улика в виде незначительных биологических следов извлекалась на месте происшествия и в лаборатории [22]. Метод прост в применении и заключается в однократном или многократном прижимании клейкой стороны ленты к целевой поверхности, что позволяет собрать и аккумулировать большую часть недавно нанесенного материала [1]. Например, цикл прижимания-подъема ленты при сборе клеток с участков кожи человека повторяли до 8 раз, пока не стало видно, что лента больше не прилипает к поверхности [84] (эффективность сбора образцов обычно растет при использовании ленты от 1 до 8 раз, но уменьшается при увеличении количества циклов до 16–64 раз [85]). После сбора образцов ленту разрезают на кусочки и помещают в пробирку для проведения экстракции.

Важным фактором, влияющим на сбор клеток и ДНК-профилирование, является клейкость ленты: большое количество клея может технически усложнить процесс профилирования, тогда как ленты с меньшим его количеством захватывают значительно меньше клеток, например, при контакте с кожей человека [86]. По результатам исследования двух лент (Scenesafe Fast и Scotch Magic) рекомендовалось применять ленты с большей клейкостью (как у лент Scenesafe Fast) [85]. В работе [87] сравнили коммерческие ленты S183 (с низкой липкостью) и S-Hold (с высокой липкостью) по качеству STR-профилей и эффективности извлечения ДНК из разных материалов, встречающихся в реальных условиях. Наиболее клейкая лента S-Hold извлекала сравнимое или большее количество ДНК, чем лента с низкой клейкостью, однако STR-профили, полученные с помощью ленты S183, были заметно лучшего качества. Это могло объясняться присутствием ингибиторов, собранных лентой S-Hold. По мнению авторов [87], результаты подтверждают, что большая клейкость ленты не всегда предпочтительна, т.к. лента S183 с низкой клейкостью эффективно извлекала клеточный материал с поверхности пористых субстратов и позволяла избежать переноса веществ, ингибирующих ПЦР.

В целом к преимуществам использования клейких лент относят меньшее извлечение из субстра-

тов ингибиторов амплификации (например, красителей) по сравнению с другими методами сбора [1, 17, 88], однако ленты могут собирать свободно отделяемые волокна из некоторых видов тканей (например, фланелета) [85] и процесс экстракции является проблематичным из-за липкости, вязкости, жесткости и размера ленты [17, 30, 82]. На примере ленты с большой клейкостью (Scenesafe FAST™) показано, что выбор метода экстракции влияет на эффективность выделения ДНК [89]. Для улучшения и упрощения процесса экстракции предлагались разные стратегии: применение клейкой ленты, растворяющейся в экстрагирующем буфере [84], протирание лент тампонами с органическим растворителем и экстракцию из этих тампонов, выщелачивание ленты в буфере и удаление перед автоматической экстракцией, изменение состава лизирующего буфера [82]. В работе [87] отмечено, что успешность применения клейких лент определяется балансом между захватом биоматериала и совместимостью с последующими процессами экстракции. Указывая на проблемы, связанные с экстракцией из клейких лент, автор [19] считал необходимым условием наличие в лаборатории подтвержденной процедуры экстракции, удаляющей клей без влияния на выход ДНК. Сложный процесс экстракции может затруднить интерпретацию результатов, поэтому при отсутствии альтернативы клейкой ленте авторы [30] рекомендуют для анализа применять метод прямой ПЦР.

Описание достоинств и недостатков применения клейких лент в опубликованных работах часто скрещиваются. Так, лифтинг клейкой лентой позволяет собирать образцы с больших поверхностей по сравнению с вырезанием [83], что увеличивает вероятность извлечения большего количества клеток [19], но в случае поверхностей большого размера процесс сбора может быть трудоемким и утомительным и требует применения множества полосок ленты, что создает трудности на следующих стадиях обработки образца [1, 35]. Считается, что метод является неразрушающим и быстрым, рассматривается как предпочтительный вариант в случае пористых поверхностей [30, 70, 90] и адаптирован для успешного извлечения контактной ДНК из рифленых металлических поверхностей [35]. В то же время отмечалось, что способ непригоден для сбора внклеточной (свободной) ДНК с непористых поверхностей и облегчает только сбор корнеоцитов, содержащих меньшее количество ДНК [17, 30]. Клейкая лента не переносит весь объем ДНК: при ее использовании на поверхности непористого типа на ней может оставаться до половины ДНК, а при извлечении из архивированного отпечатка на клейкой стороне ленты обнаружено менее половины доступной

ДНК [91]. УФ-облучение лент, применяемое в лабораториях перед их использованием, чтобы гарантировать отсутствие чужеродной ДНК [19], может привести к изменению свойств некоторых неспециализированных (не "брендированных") лент — как к потере клейкости одними лентами, так и к сильному возрастанию липкости других лент, затрудняя их применение [92].

В ранних работах отмечалось, что сбор образцов клейкой лентой является идеальным методом в ситуациях, когда может быть выявлен участок на предмете, который наиболее вероятно содержит клетки кожи преступника [19]; в реальных условиях местоположение и размер этого участка определялся индивидуально для каждого объекта на основе опыта исследователя [88]. Примечательно, что листки с клейким слоем ранее применяли на международной космической станции для сбора микроорганизмов с внутренних поверхностей, и их преимуществом по сравнению с тампонами названа ненужность смачивания водой перед применением [80, 81].

УСТРОЙСТВА НА ОСНОВЕ БУМАЖНЫХ НОСИТЕЛЕЙ

В методе, названном "PCR-squares", вместо тампона использовали квадрат стерильной фильтровальной бумаги (~3 мм²), смоченный водой, которым протирали поверхность с помощью деревянного стержня [70]. К его преимуществу отнесли меньшее количество носителя и, следовательно, предпочтительность для сбора образцов внутри маленьких пространств и для экстракции. Для скрининга образцов с низким содержанием контактной ДНК разработано специальное устройство ("PE-Swab"), состоящее из полоски фильтровальной бумаги, держателя и зажима; после сбора образца из полоски вырезали (2 мм²)-участки, добавляемые прямо в ПЦР-реагенты для прямой амплификации [33, 93, 94]. В работе [55] для прямой амплификации использовали диски 3 мм целлюлозной фильтровальной бумаги Whatman™ Grade1, с помощью которых собирали контактную ДНК. Кусочки абсорбирующей бумаги ("absorbent towel", Kimtech), увлажненные 70% этанолом, извлекали клетки из сухих пятен крови на поверхностях разного типа лучше, чем хлопковый тампон, смоченный водой [95, 96].

Описано также применение специализированных бумажных носителей — FTA-карт (Whatman™ FTA™ cards) в качестве "бумажного скребка" при сборе контактной ДНК [15, 30, 97, 98]. Сбор контактной ДНК этим методом впервые выполнен в 2004 г. для идентификации преступ-

ника по отпечаткам пальцев на поверхностях рулевого колеса, ручного тормоза и рычага переключения передач автомобиля [97]. Изучение эффективности извлечения контактной ДНК с рулевого колеса автомобиля несколькими способами показало, что применение FTA-карты в качестве скребка дает значительно больший выход ДНК по сравнению с методом двойного тампона и лифтинга клейкой лентой [98]. Авторы [98] объясняют эффективность применения FTA-карты большей площадью ее поверхности и химическим составом, обеспечивающим лучшее сохранение ДНК и извлечение при экстракции, причем к преимуществу метода относят его применимость в тех случаях, когда точное местоположение контактной ДНК неизвестно или маленькое количество ДНК рассеяно по большой поверхности. Применение FTA-карт в качестве "бумажного скребка" оценивается как потенциальный очень перспективный метод, который требует изучения его применения на разных материалах [30].

СИСТЕМА СБОРА ОБРАЗЦОВ С ПОМОЩЬЮ OMNI-MATRIX

Новая система Omni-Matrix™ K105 (Gene Link) предназначена для сбора образцов из отпечатков пальцев и значительно превзошла по характеристикам лучший тампон, выпущенный на рынок (PurFlock® Ultraswab) [99]. Применение раствора Omni-Matrix™ K105 является новым методом сбора, при котором раствор, распыленный на поверхность непористой улики, после высушивания образует пленку, захватывающую биоматериал. Пленку соскабливают в пробирку и растворяют в экстрагирующем буфере, т.к. матрица совместима с коммерческими наборами для экстракции. Теоретически преимуществами раствора Omni-Matrix™ K105 являются увеличенный выход ДНК, меньший риск контаминации и простой протокол экстракции. Изучение особенностей практического применения выполнено в Колледже уголовной юстиции университета Нью-Йорка при работе с такими объектами, как ножи, использованные патроны и пластиковые карты [100]. В модельных экспериментах продемонстрирован успешный сбор контактной ДНК с высоким выходом общей ДНК и хорошими ДНК-профилями, однако получение соскобов может быть затруднено в случае текстурированных поверхностей (рукояток пистолетов), а в случае деревянных предметов возможно частичное соскабливание дерева, затрудняющее экстракцию. Кроме того, сбор контактной ДНК с больших поверхностей увеличивает объемы экстрагирующих реагентов и усложняет процесс экстракции.

ГЕЛЬ-ЛИФТИНГ

Для извлечения ДНК с поверхностей предлагалось использовать желатиновые гели, изначально предназначенные для снятия отпечатков (пальцев, обуви, вдавленного написания текста на бумаге), фиксации характера отверстий от пуль, следов краски и т.д. Желатиновые лифтеры выпускаются рядом компаний (например, BVDA и FOMA [101, 102]) в виде трехслойной структуры, состоящей из основы, самого гелевого слоя желатина и защитного слоя, который снимают перед использованием, и представлены тремя вариантами: прозрачные, белые и черные [101, 102]. Принцип применения подобен использованию клейких лент, однако желатиновые гели могут применяться при температуре не выше 40 °С, т.к. желатиновый слой плавится в интервале температур 40–45 °С [101].

Одним из мотивов использования этих гелей было стремление увеличить информативность анализа отпечатков пальцев, т.е. извлечь ДНК без сильного повреждения отпечатков. Сравнение эффективности выделения ДНК несколькими способами с разных поверхностей, наиболее часто тестируемых на местах преступлений, показало, что желатиновые гели сохраняли часть деталей отпечатков лучше, чем клейкие ленты [103]. Желатиновые гели позволяли получать большее количество детектируемой ДНК с поверхностей стекла и бумаги, но проигрывали клейким лентам в случае нержавеющей стали и текстурированного пластика. К недостаткам желатиновых гелей относят плохую воспроизводимость и возможность контаминации [103]. В целом, как показано [96], гели являются эффективными методами извлечения ДНК из дактилоскопических отпечатков и вызывают наименьшие повреждения в случае текстурированного полипропилена, бумаги и лакированного дерева [23]. Какой именно желатиновый гель целесообразно использовать, зависит от собираемых улик и предшествующей обработки отпечатков: например, прозрачные BVDA-гели рекомендуются применять в случае отпечатков, обработанных для их усиления порошками, а черные гели — для необработанных отпечатков [104]. Гибкость гелей обеспечивает при наложении и прижимании к предмету максимально возможный контакт, что позволяет использовать их при исследовании неровных поверхностей, однако следует учитывать, что при извлечении ДНК гелями из усиленных отпечатков пальцев самым эффективным способом выделения ДНК из гелей является протирание гелей тампонами и экстракция ДНК уже из них [104].

Из-за существующих проблем с экстракцией ДНК из желатиновых гелей авторы [105] разрабо-

тали протокол прямой экстракции из прозрачных гелей BVDA®, применив протеолитический процесс и последующую органическую экстракцию. Показано, что более 80% ДНК из отпечатка пальца переносится в гель, однако в случае белых и черных желатиновых гелей возникали проблемы с получением ДНК высокого качества, предположительно связанные с ингибирующим действием окрашивающих веществ. В то же время авторы [105] рекомендовали для выделения ДНК из гелей все же использовать протирание тампонами с последующей экстракцией ДНК из тампонов.

После сравнительного изучения черных желатиновых гелей и маскирующей клейкой ленты, в работе [106] сделан вывод, что гели могут рассматриваться как потенциальный метод сбора ДНК на месте преступления и фактор из доказательных улик. Чтобы избежать при исследованиях проблем с экстракцией, для оценки эффективности в случае черных желатиновых лифтеров использовали визуализацию собранного клеточного материала с помощью флуоресцентного красителя Diamond™ и системы изображения [106].

Для сбора гидрофильных соединений (аминокислот и ДНК) из дактилоскопических отпечатков предложено использовать также гидрогели, полученные фотополимеризацией растворов декстран-метакрилатов, содержащих инициатор полимеризации [107], однако процедура применения является сложной и многостадийной. Преимуществами метода являются быстрое высвобождение аналита в буферном растворе и сохранение большей части отпечатков на исходном слайде, однако выход ДНК составлял от 20 до 60% по сравнению с результатами, полученными протиранием тампонами из хлопка, и характеризовался большим разбросом результатов, что свидетельствует о необходимости оптимизации метода [107].

МЕТОД ПОГРУЖЕНИЯ

Метод погружения, предназначенный для рутинного извлечения следовых количеств биоматериала (ДНК) из патронов, пуль и гильз, был разработан в самом начале XXI в. [108] и стал известен как "нидерландский метод" [35]. Метод основан на том, что при погружении металла в лизирующий буфер большинство клеток на поверхности предмета высвобождается, или лизируется, после чего оставшийся на поверхности биоматериал собирают сухим хлопковым тампоном (буферный раствор и тампон объединяют при экстракции). Погружение проводили так, чтобы буфером смачивалась только внешняя поверхность исследуемого предмета, а длительность контакта ограничивали 30 мин, чтобы минимизировать окисление и растворение поверхностного слоя металла.

(Подробный протокол и результаты его применения в 616 криминальных случаях за период от января 2003 до декабря 2009 г. опубликованы в работе [108].)

В работе [109] описан модифицированный вариант метода, созданный в лаборатории полиции SanDiego: использование добавки к лизирующему буферу протеиназы К и повышение температуры при лизисе до 56 °С, что обеспечивало лучшие выходы и профили ДНК, чем протирание тампонами, смоченными водой. В работе [110] применен полуавтоматический метод прямого лизиса с применением пробирок AutoLys и показано (на примере 9 мм боевых и использованных патронов), что метод извлекал значительно больше ДНК, давал улучшенные STR-профили по сравнению с методом двойного тампона и не влиял на результаты баллистической экспертизы. Оценка влияния стрельбы, калибра и состава металла на результаты, полученные методом погружения, показала, что стрельба уменьшает количества ДНК, извлекаемые из патронов, и из латунных патронов извлекается меньше ДНК, чем из никелированных [111].

Основными недостатками метода погружения авторы [35] считают его применимость только для объектов небольшого размера, вероятность повреждения микроскопических бороздок или нарезки в канале ствола, мешающего баллистической экспертизе, возможность выщелачивания ионов металлов и загрязняющих веществ, а также разрушение потожировых следов на поверхности металла, препятствующее последующему снятию отпечатков пальцев.

Новое устройство для сбора и транспортировки стреляных гильз и новый метод извлечения ДНК из гильз предложены в работе [112]. Этот метод извлечения ДНК, названный "rinse-and-swab", включает (вместо погружения) многократное орошение поверхности гильз раствором буфера с добавками и протирание двумя типами одинарных тампонов (пенным и хлопковым) на разных стадиях орошения. Для уменьшения деструктурирующего действия меди на ДНК орошающий раствор содержал, помимо АТЛ-буфера (Qiagen), бычий сывороточный альбумин и трипептид Gly-Gly-His. Новый метод собирал ДНК из одного патрона за 5 мин, легко адаптировался к условиям большинства криминалистических лабораторий и давал ~3-кратное увеличение выхода ДНК по сравнению с традиционным методом двойного тампона [112].

В работе [113] результаты двух методов — метода погружения, модифицированного по работе [109], и метода "rinse-and-swab" — сравнили при сборе ДНК из патронов и неметаллических субстратов. Установлено, что оба метода давали

сравнимые результаты в случае патронов, но метод погружения последовательно давал больше ДНК, чем метод "rinse-and-swab", из неметаллических предметов. Кроме того, показано, что ДНК, извлеченная из латунных патронов, составляет только 16% от ДНК, извлеченной из никелированных патронов, и средний выход ДНК из стреляных патронов уменьшался до 67% от выхода ДНК из боевых патронов. Отмечено также, что результаты, получаемые при извлечении ДНК из гильз, могут зависеть от времени их хранения, а также от квалификации, умения и опыта аналитиков.

Сравнительное изучение нескольких методов извлечения ДНК из неметаллических предметов (ногтей, состриженных с рук жертв нападения) показало, что метод погружения давал значительно большее количество экзогенной ДНК, чем протирание ногтей тампоном, а на последнем месте оказалось скобление (из-за потерь при сборе материала) [20]. Преимуществом метода погружения названа возможность получения хорошего результата при малом количестве изучаемого материала или его незаметности для глаза.

УСТРОЙСТВА ДЛЯ СБОРА БИОМАТЕРИАЛОВ МЕТОДАМИ ВАКУУМИРОВАНИЯ

Мокрое вакуумирование

Система M-Vac, изначально разрабатывавшаяся для выделения бактерий из пищевых растений, стала использоваться для извлечения контактной ДНК с поверхности субстратов, и возможность ее практического применения продемонстрирована в 2013 г. при раскрытии полицией нескольких уголовных преступлений [114]. В основе запатентованного метода сбора лежит специальная конструкция ручного устройства, обеспечивающая одновременное выполнение двух процедур — орошения целевого участка поверхности буфером для высвобождения биоматериала и одновременного извлечения буферного раствора с биоматериалом под вакуумом в специальную емкость (с последующим концентрированием извлеченных клеток на мембранном фильтре).

Систему мокрого вакуума (M-Vac® Systems, Inc., Sandy, UT) предлагалось использовать для преодоления недостатков традиционных методов: маленькой площади поверхности, с которой может быть собран материал, и неизвестного местоположения целевого участка [115]. Модельные эксперименты включали сбор пятен крови и спермы, нанесенных на кафель, кирпич, ковровое покрытие и хлопчатобумажную ткань. Ручное устройство сбора помещали перпендикулярно поверхности и далее — при орошении буфером и созданном вакууме — перемещали по всему исследуемому

участку, поддерживая плотный контакт ручного устройства с поверхностью. Собранный раствор фильтровали через Millipore-Durapore 0.45 мкм мембранный фильтр, после чего фильтр с клеточным материалом высушивали, разрезали на небольшие кусочки и анализировали на содержание ДНК. Продемонстрирована применимость метода для изученных субстратов, но отмечено, что, если пятно является видимым, он является избыточно сложным, однако если пятно, как подозревается, содержит низкую концентрацию клеток, находится на грубой поверхности или в зоне, ограничивающей движение, мокрое вакуумирование может быть идеальным способом [115].

Изучение выходов ДНК методами мокрого вакуума и протирания влажным хлопковым тампоном при извлечении пятен слюны на ряде субстратов дало следующие результаты: 1) значительно больший выход ДНК при вакуумировании дерева; 2) сопоставимые выходы в случае стекла; 3) затруднения при сборе мокрым вакуумом из абсорбирующего субстрата (махровой ткани); 4) зависимость эффективности вакуумирования с непористых поверхностей от типа поверхности [116]. Сделан вывод, что система M-Vac позволяет собирать биологические пятна большего размера, чем с помощью тампонов, однако сложность процедуры мешает ее широкому использованию на местах преступлений.

В исследовании, проведенном ФБР, метод мокрого вакуума с устройством M-Vac[®] сравнили со сбором мокрым хлопковым тампоном при извлечении сухих пятен разбавленной крови, используемой в качестве модельного образца и нанесенной на 22 субстрата разной пористости, включающих предметы домашнего обихода, строительные материалы и некоторые поверхности внутри автомобиля [117]. Собранный биоматериал концентрировали с использованием двухступенчатого фильтрующего блока Nalgene[™]Rapid-Flow[™] с 0.45 мкм полиэфирной мембраной; экстракцию ДНК проводили из влажной мембраны. Показано, что метод мокрого вакуума давал в среднем в 12 раз больше общей (ядерной) ДНК, чем протирание мокрым тампоном, на 18 пористых подложках; более того, вакуумный метод успешно собирал дополнительные количества ДНК на субстратах, ранее протертых тампоном. В то же время оба метода дали сравнимые количества общей ДНК на двух непористых и двух пористых субстратах, однако выходы, полученные обоими методами на грубом абразивном субстрате (шлакоблоке), были обычно меньше, чем в случае других пористых субстратов. Возможными причинами этого в случае шлакоблока являлись: большая скорость прохождения раствора через поры/отверстия, чем

скорость его всасывания; "размочаливание" хлопковой головки тампона или ее отламывание при протирании абразивной поверхности шлакоблока. При сборе методом мокрого вакуума из поглощающих субстратов (сухой неокрашенной стенки) необходима оптимизация объемов орошающей жидкости. Эти факты подчеркивают необходимость внимательно оценивать характеристики субстрата перед выбором оптимального способа сбора биоматериалов [117]. Авторы [117] делают вывод, что мокрое вакуумирование может служить альтернативным методом сбора на пористых подложках, однако с практической точки зрения использование тампонов является более удобным, простым и недорогим — начальные расходы на внедрение системы мокрого вакуума оценивались как 43 000–45 000 \$, и стоимость в пересчете на один образец составляла ~90 \$ по сравнению со стоимостью < 15 \$ для тампона (по ценам 2019 г.). Поэтому протирание тампоном остается предпочтительным методом сбора на плоских, гладких или непористых поверхностях, т.к. оба способа — с мокрым тампоном и мокрым вакуумом — имели похожие эффективности при сборе крови на стекле и деревянной столешнице [117].

Кроме того, как установлено экспериментально в работе [118], при использовании системы M-Vac внеклеточная (свободная) ДНК теряется на стадии фильтрации — в 0.45 мкм полиэфирсульфоновой мембране фильтрация происходит по размеру частиц, поэтому меньшие фрагменты клеток и/или свободная ДНК могут легко проходить через мембрану. Недостатками являются также большой объем собираемого раствора (иногда > 200 мл), не позволяющий проводить прямую экстракцию, минуя стадию концентрирования, большой риск контаминации при фильтрации на месте преступления и возможность осмотического лизиса клеток при транспортировке в лабораторию (из-за меньшей ионной силы буфера) с высвобождением внутриклеточной ДНК, которая будет потеряна при фильтрации [118].

В работе [119] изучена эффективность применения мокрого вакуумирования и протирания тампоном поверхности кожи на некоторых участках тела жертвы сексуального нападения (после принятия жертвой душа), используя в качестве модельного биоматериала слюну. Не обнаружено статистически значимого различия в количестве ДНК, выделенной обоими методами на одном участке тела жертвы, и сделан вывод о необходимости дополнительных исследований, чтобы оценить способность системы M-Vac собирать биоматериал с много большей площади, чем при использовании тампонов, и тем самым оправдать применение этой дорогой системы [119].

Метод Бардойля (Bardole)

Метод разработан Francine Bardole (бывшим полицейским) в сотрудничестве с компанией M-Vac Systems, Inc., назван его именем и оценивается как самый современный метод, нацеленный на сбор ДНК из небольших предметов, являющихся уликами, которые трудны для сбора образцов (патронных гильз, колец, ключей, фрагментов бомб, обрезков ногтей) [35, 120]. Метод является относительно простым, быстрым и увеличивает выход ДНК до степени, недостижимой при протирании тампоном, т.к. позволяет извлекать клетки даже из маленьких неровностей на поверхности. Основные стадии процесса включают внесение улики в бутылку M-Vac, содержащую стерильный буфер; перемешивание содержимого на вортексе для смывания клеток; внесение раствора в чашу мембранного фильтра с размером пор 0.20 или 0.45 мкм и фильтрование под вакуумом с последующей экстракцией ДНК из разрезанного на кусочки мокрого или высушенного фильтра с помощью стандартного протокола [35, 120].

Сухое вакуумирование

Метод сухого вакуумирования был предложен в качестве неразрушающего метода извлечения ДНК с поверхности рукописных документов при сохранении написанного текста и латентных отпечатков. Само домашнее устройство состояло из стеклянной пипетки, в узкий конец которой вставлен влажный тампон и которая с помощью резинового шланга подсоединена к настольному источнику вакуума [121]. К преимуществу метода относят возможность сбора биоматериала с большой поверхности без знания того, где именно расположены отпечатки. Изучена применимость метода для разных типов бумаги (копировальной бумаги, бумаги для записок, документов по банковским вкладам, журнальных страниц и конвертов из мантильевой бумаги). Метод позволил собирать ДНК, однако количество ДНК было достаточным для STR-типирования только в случае ~50% образцов мантильевой бумаги и бумаги для записок [121]. Отмечены некоторые детали, важные для успешного применения метода: концы пипеток и рукоятки тампонов должны быть тщательно заторцованы; на эффективность сбора влияют траектория движения по листу и скорость всасывания, а также плотность прилегания наконечника к поверхности; концентрация ДНК на выходе зависит от размера и структуры субстрата (меньшая эффективность наблюдалась для толстых бумаг типа картона). Кроме того, не все типы тампонов совместимы с этим методом, а для достижения большей эффективности лучше выбирать участок с видимым дактилоскопическим отпечатком [121].

В работе [122] изучили возможность извлечения ДНК этим методом из одиночных отпечатков пальцев на копировальной и мантильевой бумаге с использованием двух видов пипеток (стеклянной и пластиковой). Результаты подтвердили применимость сухого вакуумирования в сочетании с экстракцией в системе Chelex-Tween.

Авторами [123] создано "домашнее" устройство DNA-Buster и оценена его возможность извлекать контактную ДНК из ряда предметов, обычно исследуемых на местах преступлений. Для удобства использования устройство разработано в виде обычного пылесоса с размером и весом, подобный аккумуляторному шурупверту. Фильтрующий наконечник пипетки, служащий для сбора биоматериала, через шланг подсоединяют к источнику вакуума. Обнаружено, что конструкция вставляемого конца фильтра является решающим фактором — идеальный фильтрующий наконечник должен обеспечивать высокую скорость воздушного потока. Установлено, что DNA-Buster пригоден для сбора ДНК из текстильных изделий, однако при сборе образцов с поверхности камня или плитки уступает методу протирания тампоном, а в случае дерева — лифтингу клейкой лентой. Преимущества устройства заключаются в небольшом весе и портативности, обеспечивающих доступ в ниши, углы и ограниченные по размеру пространства [123].

В работе [124] представлен способ, основанный на применении пылесоса и специального фильтрующего картриджа и предназначенный для эффективного сбора ДНК (в виде клеток кожи) с больших поверхностей (пола комнаты), что позволяет получить информацию о всех людях, присутствовавших в определенном месте. Уже первое применение метода в реальных условиях (при ограблении) позволило полиции установить связь между подозреваемым и местом преступления, однако необходимость анализировать до 50 фрагментов фильтра с помощью мультиплексной ПЦР и определять профили всех людей, бывавших на месте преступления, значительно увеличивает расходы на исследование [124]. Поэтому рекомендуется применять этот метод в качестве дополнительного инструмента при наиболее серьезных преступлениях, но его можно использовать и при сборе образцов с мебели (диванов) или предметов одежды [124].

Универсальное устройство компании Promega

Компанией Promega испытан опытный образец полевого портативного устройства Venturi Vacuum Device (с трубкой Вентури), обеспечивающий возможность применения разных наконечников для сбора различных типов образцов (клеток,

пыльцы, жидкостей тела и т.п.) без разрушения поверхностей, а также возможность применения вакуумирования как в мокром, так и в сухом варианте. В прототипе использован поликарбонатный фильтр на всасывающем чашеобразном наконечнике. Устройство предназначено для обработки труднодоступных участков (щелей, трещин, лепнины, рифленых поверхностей).

НЕКОНТАКТНОЕ УСТРОЙСТВО СБОРА ЭПИТЕЛИАЛЬНЫХ КЛЕТОК КОЖИ ЧЕЛОВЕКА

Основу разработки неконтактного метода сбора образцов составляли теоретические представления о возможной связи запаха человека с эпителиальными клетками кожи, постоянно теряемыми человеком и накапливающимися на окружающих предметах [125]. Для оценки реальности совместного сбора запаха и клеток в работе [125] применили устройство с динамическим воздушным потоком STU-100 (Scent Transfer Unit 100) и модельные субстраты (бумагу и сталь) после контакта с руками добровольцев. Клетки улавливали на поликарбонатных фильтрах и после экстракции анализировали методом количественной ПЦР. Сделан вывод, что устройство STU-100 не обеспечивает сбор количества клеток кожи, достаточного для получения концентраций ядерной ДНК выше предела детектирования для использованного набора ПЦР [125].

ЭЛЕКТРОСТАТИЧЕСКИЕ СИСТЕМЫ СБОРА ОБРАЗЦОВ

В работе [126] оценена применимость прибора электростатического детектирования (ESDA[®]) для сбора ДНК из отпечатков пальцев на различных бумажных субстратах (бумаге для записок, хлопчатобумажной и журнальной бумаге, бумаге для денежных знаков и т.п.). Сравнили 3 способа сбора: сбор с помощью ESDA, сухим тампоном и вырезанием. Показано, что метод ESDA лучше, чем метод вырезания, уступает методу сухого тампона по количеству полученных полных профилей, однако позволяет визуализировать нужный участок, что исключает "слепые" процедуры, используемые в случае двух других методов.

Применимость двух электростатических устройств для сбора биоматериала из одежды, сшитой из разных тканей, изучена в работе [127]. Протестированы аппарат ESDA[®], использованный для извлечения ДНК из бумаги [126], и электростатический лифтер пылевых отпечатков (DPL), применяемый для визуализации отпечатков ног на полу. Для сбора проб с помощью ESDA[®] одежду покрывали пленкой Muylar, заряжаемой электростатиче-

ски. В случае DPL на область контакта накладывали металлизированную фольгу, заряжаемую при максимальном напряжении и низкой силе тока в течение 15 с. Электростатические ESDA[®] и DPL-пленки протирали мокрым тампоном из хлопка для сбора частиц, прилипших к пленке. Показано, что устройство DPL не только превосходит ESDA[®] с точки зрения сбора ДНК, но и более удобно благодаря портативности, однако для применения в реальных судебных делах метод требует оптимизации [127].

ОСНОВНЫЕ НАПРАВЛЕНИЯ ИССЛЕДОВАНИЙ

Глобальные темы исследований и разработок, необходимых для прогресса в судебно-медицинской биологии, сформулированные в июле 2022 г., изложены в обзоре Интерпола [8] и включают (помимо прочих вопросов) следующие направления, имеющие прямое отношение к обсуждаемой теме: 1) определение характеристик, разработка и проверка методов по выделению и анализу одиночных клеток; 2) определение присутствия и распространенности внеклеточной (свободной) ДНК; 3) увеличение эффективности, производительности и ускорение быстрой аппаратуры для анализа ДНК через развитие методов прямой ПЦР; 4) эффективный сбор ДНК на месте преступления и из уличающих предметов; 5) оптимизация экстракции ДНК в случае образцов с ее низким уровнем.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

За прошедшие четверть века с момента начала исследований в этой области опубликовано множество работ, направленных на совершенствование инструментария, применяемого для извлечения генетического материала (ДНК) с поверхностей предметов, обнаруживаемых на местах преступлений. Этот инструментарий включает как давно известные ручные методы (скобление, вырезание, протирание тампонами, лифтинг клейкими лентами), так и новые методы и подходы с применением устройств. Текущее состояние исследований можно, скорее всего, охарактеризовать как накопительство данных и нацеленность на выявление влияющих факторов, а также на проверку правильности новых принципов и подходов. Об этом свидетельствуют выводы о необходимости дальнейших исследований, завершающие большинство публикаций (что отмечено в обзоре [30]), безотносительно того, касается ли это новых разработок, сравнения эффективности разных методов или поиска оптимальных условий их применения.

На новом уровне подтверждены многие сделанные ранее предположения и выводы: выбор метода зависит от поверхности, из которой должна извлекаться ДНК; способ сбора образцов, а также вид извлекаемого материала оказывают влияние на количество извлекаемой ДНК; протирание тампонами предпочтительно для извлечения ДНК из твердых непористых поверхностей, а использование клейких лент — при сборе образцов с пористых поверхностей; опыт и квалификация сотрудников являются важнейшими факторами. При этом эффект от результатов исследований в последнем десятилетии может быть оценен как аналогичный эффекту, охарактеризованному авторами [128] по итогам первого десятилетия исследований по переносу ДНК: "поднято больше вопросов, чем появилось ответов", что подчеркивает исключительную сложность решаемых задач. Эта сложность объективно обусловлена как существованием большого количества факторов, влияющих на эффективность сбора с разных поверхностей, так и многостадийным процессом получения конечного результата, по которому, собственно, оценивается и сравнивается результативность методов. На конечный результат влияют не только устройство, метод и техника сбора образцов, но и методы экстракции, системы амплификации и профилирования и используемые статистические методы [17, 18, 30]. Каждая из стадий и их сложность или, напротив, плохая совместимость вносят свой вклад, отражающийся на выводах о результативности метода и/или о влиянии условий эксперимента, что затрудняет сравнение результатов разных работ.

Кроме того, одна из проблем, существующая независимо от применяемого метода (инструментального или ручного), связана с многообразием типов реальных поверхностей и отсутствием стандартизации при их оценке, вызывая, например, вопрос: а насколько одинаковы "одинаковые" поверхности (пористые, гладкие и т.п.), исследуемые и моделируемые в разных работах. Используемые обычно характеристики поверхностей носят качественный характер (непористая, пористая; гладкая; неровная — рифленая, с трещинами и т.д.; впитывающая, невпитывающая). Однако физические и химические различия в поверхностях, с которыми осуществляется контакт, включая такие, которые связаны с их топографией, химическим составом, типом волокон, переплетением, толщиной, электрическим зарядом и т.п., могут влиять на перенос, устойчивость и извлечение биоматериалов и ДНК из субстратов в разнообразной степени, поэтому приветствовалось бы дополнительное изучение воздействия переменных, упомянутых для этих факторов [18].

Другая основная проблема связана с получением и анализом образцов контактной ДНК, которые, в отличие от крови, являются невидимыми, но составляют большинство образцов, анализируемых судебными генетическими лабораториями [52]. Образцы контактной ДНК составляют 80% из тысяч биологических следов, анализируемых французской жандармерией [52], и составляли 85% образцов в Швейцарии в 2017 г. [57], причем никаких профилей не было получено для 50% этих образцов [52].

Метод визуализации ДНК с помощью флуоресцентного красителя Diamond™ и флуоресцентного микроскопа предложен группой австралийских ученых. Продемонстрирована потенциальная возможность применения метода для локализации отпечатков пальцев, содержащих ДНК, на поверхностях предметов *in situ* [129, 130], оценки наличия ДНК на тампонах [131, 132] и клейких лентах [133]. Независимые исследования применимости метода подтвердили его потенциальную полезность, но при этом выявили ряд ограничений [134–136]. В настоящее время исследования продолжают в направлении оптимизации методики [137] и расширения областей применения (для борьбы с нелегальной продажей диких животных и незаконным их содержанием в неволе) [138, 139].

Благодарности

Авторы благодарят профессора, д.т.н. В.Е. Курочкина за ценные замечания, сделанные им при подготовке статьи к печати.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. van Oorschot R.A.H., Ballantyne K.N., Mitchell R.J. Forensic trace DNA: a review // *Investigative Genetics*. 2010. Vol. 1. Id. 14. DOI: 10.1186/2041-2223-1-14
2. Анисимов В.А., Гарафутдинов Р.Р., Сагитов А.М. и др. ДНК-криминалистика – зарождение, современность и перспективы // *Биомика*. 2019. Т. 11, № 3. С. 282–314. DOI: 10.31301/2221-6197.bmcs.2019-26
3. Фалеева Т.Г. Молекулярно-генетическая идентификация потожировых следов в отпечатках пальцев на коже человека. Дис. ... канд. мед. наук. Санкт-Петербург, 2021. 208 с.
4. Yang J., Brooks C., Estes M.D. et al. An integratable microfluidic cartridge for forensic swab samples lysis // *Forensic Sci. Int.: Genetics*. 2014. Vol. 8. P. 147–158. DOI: 10.1016/j.fsigen.2013.08.012
5. Bruijns B., Knotter J., Tiggelaar R. A Systematic review on commercially available integrated systems for forensic DNA analysis // *Sensors*. 2023. Vol. 23: Id. 1075. DOI: 10.3390/s23031075
6. Jung W., Yang M., Barrett M. et al. Recent improvement in miniaturization and integration of a DNA analysis system for rapid forensic analysis (midas) // *J. Forensic*

- Investigation. 2014. Vol. 2, no. 2. DOI: 10.13188/2330-0396.1000012
7. Yang J., Hurth C., Nordquist A. et al. Integrated microfluidic system for rapid DNA fingerprint analysis: a miniaturized integrated DNA analysis system (MiDAS) – swab sample-in to DNA profile-out // *Microfluidic Electrophoresis: Methods and Protocols, Methods in Molecular Biology* / Dutta D. (ed.). Gumana Press, 2019. P. 207–224. DOI: 10.1007/978-1-4939-8964-5_14
 8. Butler J.M. Recent advances in forensic DNA typing: INTERPOL review 2019–2022 // *Forensic Sci. Int.: Synergy*. 2023. Vol. 6. Id. 100311. DOI: 10.1016/j.fsism.2022.100311
 9. Bazyar H. On the application of microfluidic-based technologies in forensics: a review // *Sensors*. 2023. Vol. 23. Id. 5856. DOI: 10.3390/s23135856
 10. Земскова Е.Ю., Соколова Н.П., Исупов С.В., Иванов П.Л. "Быстрая ДНК" — перспективы судебно-экспертного исследования ДНК с использованием генетических анализаторов полного цикла // *Судебная медицина*. 2021. Т. 7, № 4. С. 29–38. DOI: 10.17816/fm678
 11. Butler J.M. The future of forensic DNA analyses // *Phil. Trans. R. Soc. B*. 2015. Vol. 370. Id. 20140252. DOI: 10.1098/rstb.2014.0252
 12. Burrill J., Daniel B., Frascione N. A review of trace "touch DNA" deposits: variability factors and an exploration of cellular composition // *Forensic Sci. Int.: Genetics*. 2019. Vol. 39. P. 8–18. DOI: 10.1016/j.fsigen.2018.11.019
 13. Alessandrini F., Cecati M., Pesaresi M. et al. Fingerprints as evidence for a genetic profile: morphological study on fingerprints and analysis of exogenous and individual factors affecting DNA typing // *J. Forensic Sci.* 2003. Vol. 48, no. 3. P. 586–592. DOI: 10.1520/JFS2002260
 14. Tang J., Ostrander J., Wickenheiser R., Hall A. Touch DNA in forensic science: The use of laboratory-created eccrine fingerprints to quantify DNA loss // *Forensic Sci. Int.: Synergy*. 2020. Vol. 2. P. 1–16. DOI: 10.1016/j.fsism.2019.10.004
 15. Kumar P., Bhandari D., Chauhan J.S., Sahajpal V. Touch DNA: revolutionizing evidentiary DNA forensics // *Int. J. Forensic Sci.* 2023. Vol. 8, no. 3. Id. 000314. DOI: 10.23880/ijfsc-16000314
 16. Kanokwongnuwut P., Martina B., Taylora D. et al. How many cells are required for successful DNA profiling? // *Forensic Sci. Int.: Genet.* 2020. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102453 [Author manuscript].
 17. Golaszewska A. Recovery techniques for contact DNA traces // *Arch. Med. Sadowej. Kryminol.* 2022. Vol. 72, no. 3. P. 138–146. DOI: 10.4467/16891716AMSIK.22.016.17394
 18. van Oorschot R.A.H., Szkuta B., Meakin G.E. et al. DNA transfer in forensic science: a review // *Forensic Sci. Int.: Genetics*. 2019. Vol. 38. P. 140–166. DOI: 10.1016/j.fsigen.2018.10.014
 19. Williamson A.L. Touch DNA: Forensic Collection and Application to Investigations // *J. Assoc. Crime Scene Reconstr.* 2012. Vol. 18, no. 1. P. 1–5.
 20. Hebda L.M., Doran A.E., Foran D.R. Collecting and Analyzing DNA Evidence from Fingernails: A Comparative Study // *J. Forensic Sci.* 2014. Vol. 59, iss. 5. P. 1343–1350. DOI: 10.1111/1556-4029.12465
 21. Singh H.N. Collection, preservation and transportation of biological evidence for forensic DNA analysis // *Int. J. All Research Education and Scientific Methods (IJARESM)*. 2021. Vol. 9, no. 9. P. 1123–1130.
 22. Hess S., Haas C. Recovery of trace DNA on clothing: A comparison of mini-tape lifting and three other forensic evidence collection techniques // *J. Forensic Sci.* 2017. Vol. 62, iss. 1. P. 187–191. DOI: 10.1111/1556-4029.13246
 23. Bécue A., Eldridge H., Champod C. Identification Sciences. Fingermarks // 19th INTERPOL Int. Forensic Sci. Managers Symposium, Lyon, France 7–10 October 2019. Review Papers. 2019. P. 677–770.
 24. Collecting DNA evidence at property crime scenes. 2009. <https://www.sjsu.edu/people/steven.lee/courses/c2/s2/Collecting%20DNA%20Evidence%20at%20Property%20Crime%20Scenes%20Course.pdf>
 25. Zaghlood N.M., Samir T., Megahed H.M. Recovery of DNA from Fingerprints on Enhanced Different Paper Types // *J. Forensic Sci. & Criminol.* 2019. Vol. 7, no. 2. URL: <https://www.annepublishers.com/articles/JFSC/7202-Recovery-of-DNA-from-Fingerprints-on-Enhanced-Different-Paper-Types.pdf>
 26. Kumar A. Touch DNA; A Quantitative Study in the Perspective of Forensic Science // *Austin J. Forensic Sci. Criminol.* 2021. Vol. 8, no. 1. DOI: 10.26420/AustinJForensicSciCriminol.2021.1084
 27. Al-Snan N.R. The recovery of touch DNA from RDX-C4 evidences // *Int. J. Leg. Med.* 2021. Vol. 135, no. 2. P. 393–397. DOI: 10.1007/s00414-020-02407-9
 28. Solomon A.D., Hytinen M.E., McClain A.M. et al. An Optimized DNA Analysis Workflow for the Sampling, Extraction, and Concentration of DNA obtained from Archived Latent Fingerprints // *J. Forensic Sci.* 2018. Vol. 63, iss. 1. P. 47–57. DOI: 10.1111/1556-4029.13504
 29. Dong H., Wang J., Zhang T. et al. Comparison of preprocessing methods and storage times for touch DNA samples // *Croat. Med. J.* 2017. Vol. 58, iss. 1. P. 4–13. DOI: 10.3325/cmj.2017.58.4
 30. Tozzo P., Mazzobel E., Marcante B. et al. Touch DNA Sampling Methods: Efficacy Evaluation and Systematic Review // *Int. J. Mol. Sci.* 2022. Vol. 23. Iss. 24. Id. 15541. DOI: 10.3390/ijms232415541
 31. Sessa F., Salerno M., Bertozzi G. et al. Touch DNA: impact of handling time on touch deposit and evaluation of different recovery techniques: An experimental study // *Sci. Rep.* 2019. Vol. 9. Id. 9542. DOI: 10.1038/s41598-019-46051-9
 32. Linacre A., Pekarek V., Swaran Y.C., Tobe S.S. Generation of DNA profiles from fabrics without DNA extraction // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2010. Vol. 4. P. 137–141. DOI: 10.1016/j.fsigen.2009.07.006
 33. Cavanaugh S.E., Bathrick A.S. Direct PCR amplification of forensic touch and other challenging DNA samples: a review // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2018. Vol. 32. P. 40–49. DOI: 10.1016/j.fsigen.2017.10.005
 34. Irión P.R. Evaluating the use of the M-Vac[®] Wet Vacuum System to recover DNA from cotton fabric // *Graduated Theses, Dissertation, and Problem Reports*. 2020. 7951 URL: <https://researchrepository.wvu.edu/etd/7951/>

35. *Bonsu D.O.M., Higgins D., Austin J.J.* Forensic touch DNA recovery from metal surfaces – A review // *Science & Justice*. 2020. Vol. 60. P. 206–215. DOI: 10.1016/j.scijus.2020.01.002
36. *Bruijns B.B., Tiggelaar R.M., Gardeniers H.* The Extraction and Recovery Efficiency of Pure DNA for Different Types of Swabs // *J. Forensic Sci.* 2018. Vol. 63, no. 5. P. 1492–1499. DOI: 10.1111/1556-4029.13837
37. *Vashist V., Banthia N., Kumar S., Agrawal P.* A systematic review on materials, design, and manufacturing of swabs // *Annals of 3D Printed Medicine*. 2023. Vol. 9. Id. 100092. DOI: 10.1016/j.stlm.2022.100092
38. Приспособления для сбора образцов в криминалистике. Life Technology Corporation. 2012. URL: www.lifetech.com/
39. Сбор и хранение образцов для идентификации человека. Copan 2021. URL: www.copangroup.com
40. *Comment D., Gouy A., Zingg C., Zieger M.* A holistic approach for the selection of forensic DNA Swabs // *Forensic Sci. Int.* 2023. Vol. 348. Id. 111737. DOI: 10.1016/j.forsciint.2023.111737
41. *Adamowicz M.S., Stasulli D.M., Sobestanovich E.M., Bille T.W.* Evaluation of methods to improve the extraction and recovery of DNA from cotton swabs for forensic analysis // *PLoS One*. 2014. Vol. 9. Id. e116351. DOI: 10.1371/journal.pone.0116351
42. *van Oorschot R.A.H., Phelan D.G., Futlong S. et al.* Are you collecting all the available DNA from touched objects? // *Int. Congress Series*, 2003. Vol. 1239. P. 803–807. DOI: 10.1016/S0531-5131(02)00498-3
43. *Alketbi S.K., Goodwin W.* Validating Touch DNA Collection Techniques Using Cotton Swabs // *J Forensic Res.* 2019. Vol. 10, iss. 3. P. 1–3. URL: <https://www.hilarispublisher.com/open-access/validating-touch-dna-collection-techniques-using-cotton-swabs.pdf>
44. *Gray A., Kuffel A., Daeid N.N.* An improved rapid method for DNA recovery from cotton swabs // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2023. Vol. 64. Id. 102848. DOI: 10.1016/j.fsigen.2023.102848
45. *Marshall P., Stoljarova M., Larue B. et al.* Evaluation of a novel material, diomics X-Swab, for collection of DNA // 3rd Int. Conf. on Forensic Res. Technol., October 06–08 2014. Hilton San Antonio Airport, USA (abstract).
46. *Novroski N., Kindt T., Schmedes S. et al.* Diomics X-Swab™: a novel bio-specimen collection tool for increased trace material recovery and PCR enhancement // Poster Presentation. 25th Annual Int. Symposium on Human Identification (Promega); Phoenix, Arizona, September 29–October 2, 2014.
47. Luna 2017. Luna's dissolvable swabs can revolutionize crime Scene investigations // BLOG. URL: <https://lunainc.com/blog/lunas-dissolvable-swabs-can-revolutionize-crime-scene-investigations>
48. Dissolvable forensic swabs. URL: <https://lunalabs.us/product/dissolvable-forensic-swabs/>
49. Popule® self-saturating applicators. Puritan Medical Products Co. 2019. URL: <https://www.puritanmedproducts.com/>
50. *Garvin A.M., Holzinger R., Berner F. et al.* The forensiX Evidence Collection Tube and Its Impact on DNA Preservation and Recovery // *BioMed Res. Int.* 2013. Vol. 2013. Id. 105797. DOI: 10.1155/2013/105797
51. *Mawlood S.K., Alrowaithi M., Watson N.* Advantage of ForensiX Swabs in Retrieving and Preserving Biological Fluids // *J Forensic Sci.* 2015. Vol. 60, iss. 3. P. 686–689. DOI: 10.1111/1556-4029.12704
52. *Sauvagère S., Pussiau A., Hubac S.* Innovations in Forensic Sciences for Human Identification by DNA in the French Gendarmerie during the Last 10 Years // *Forensic Sci.* 2023. Vol. 3. P. 316–329. DOI: 10.3390/forensicsci3020024
53. Copan microFLOQ™ direct. URL: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31165261/>
54. *Ambers A., Wiley R., Novroski N., Budowle B.* Direct PCR amplification of DNA from human bloodstains, saliva, and touch samples collected with microFLOQ® swabs // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2018. Vol. 32. P. 80–87. DOI: 10.1016/j.fsigen.2017.10.010
55. *Gammon K., Murray-Jones K., Shenton D. et al.* Touch DNA on objects can be analysed at low cost using simplified direct amplification methods // *bioRxiv preprint*. February 08, 2019. DOI: 10.1101/540823
56. DNA Extraction Pen to serve as A Forensic Tool. URL: <http://imageandstyle.com/dna-extraction-pen-serve-forensic-tool/>
57. *Comte J., Baechler S., Gervais J. et al.* Touch DNA collection – Performance of four different swabs // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2019. Vol. 43. Id. 102113. DOI: 10.1016/j.fsigen.2019.06.014
58. *Seiberle I., Währer J., Kron S. et al.* Collaborative swab performance comparison and the impact of sampling solution volumes on DNA recovery // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2022. Vol. 59. Id. 102716. DOI: 10.1016/j.fsigen.2022.102716
59. *Hartless S., Walton-Williams L., Williams G.* Critical Evaluation of Touch DNA Recovery Methods for Forensic Purposes // *Forensic Sci. Int. Genetics. Suppl. Ser.* 2019. DOI: 10.1016/j.fsigs.2019.10.020
60. *Smith C., Cox J.O., Rhodes C. et al.* Comparison of DNA typing success in compromised blood and touch samples based on sampling swab composition // *J. Forensic Sci.* 2021. Vol. 66, iss. 4. P. 1427–1434. DOI: 10.1111/1556-4029.14694
61. *Pang B.C.M., Cheung B.K.K.* Double swab technique for collecting touched evidence // *Legal Med.* 2007. Vol. 9. P. 181–184. DOI: 10.1016/j.legalmed.2006.12.003
62. *Hoffmann S.G., Stallworth S.E., Foran D.R.* Investigative studies into the recovery of DNA from improvised explosive device containers // *J Forensic Sci.* 2012. Vol. 57, no. 3. P. 602–609. DOI: 10.1111/j.1556-4029.2011.01982.x
63. *Thomasma S.M., Foran D.R.* The influence of swabbing solutions on DNA recovery from touch samples // *J. Forensic Sci.* 2013. Vol. 58, no. 2. P. 465–469. DOI: 10.1111/1556-4029.12036
64. *Phetpeng S., Kitpipit T., Asavutmongkul V. et al.* Touch DNA collection from improvised explosive devices: A comprehensive study of swabs and moistening agents // *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.* 2013. Vol. 4. P. e29–e30. DOI: 10.1016/j.fsigs.2013.10.014

65. *Schulte J., Rittiner N., Seiberle I., Kron S.* Collecting touch DNA from glass surfaces using different sampling solutions and volumes: Immediate and storage effects on genetic STR analysis // *J. Forensic Sci.* 2023. Vol. 68, iss. 4. P. 1133–1147. DOI: 10.1111/1556-4029.15305
66. *Butler J.M.* Advanced topics in forensic DNA typing: Methodology. Academic Press, 2011. 704 p.
67. *Romeika J.M., Yan F.* Recent advances in forensic DNA analysis // *J. Forensic Res.* 2013. S12: 001. DOI: 10.4172/2157-7145.S12-001
68. *Hedman J., Jansson L., Akel Y. et al.* The double-swab technique versus single swabs for human DNA recovery from various surfaces // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2020. Vol. 46. Id. 102253. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102253
69. *Parsons L., Sharfe G., Vintiner S.* DNA Analysis and Document Examination: The Impact of Each Technique on Respective Analyses // *J. Forensic Sci.* 2016. Vol. 61, no. 1. P. 26–34. DOI: 10.1111/1556-4029.12848
70. *Williams G., Pandre M., Ahmed W. et al.* Evaluation of low trace DNA recovery techniques from ridged surfaces // *J. Forensic Res.* 2013. Vol. 4, iss. 4. DOI: 10.4172/2157-7145.1000199
71. *Abdullah A., Szkuta B., Meakin G.E.* Effect of swabbing technique and duration on forensic DNA recovery // *Sci. Justice.* 2023. Vol. 63, no. 3. P. 343–348. DOI: 10.1016/j.scijus.2023.03.002
72. *Hedman J., Akel Y., Jansson L. et al.* Enhanced forensic DNA recovery with appropriate swabs and optimized swabbing technique // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2021. Vol. 53. Id. 102491. DOI: 10.1016/j.fsigen.2021.102491
73. *Jansson L., Akel Y., Eriksson R. et al.* Impact of swab material on microbial surface sampling // *J. Microbiol. Methods.* 2020. Vol. 176. Id. 106006. DOI: 10.1016/j.mimet.2020.106006
74. *Digel I., Akimbekov N., Kistaubayeva A., Zhubanova A.* Microbial sampling from dry surfaces: current challenges and solutions // *Biological, Physical and Technical Basics of Cell Engineering* /G.M. Artmann et al. (eds.). Springer Nature Singapore Pte Ltd., 2018. P. 421–456. DOI: 10.1007/978-981-10-7904-7_19
75. *Wood I., Park S., Tooke J. et al.* Efficiencies of recovery and extraction of trace DNA from non-porous surfaces // *Forensic Sci. Int. Genetics. Suppl. Ser.* 2017. Vol. 6. P. e153–e156 (Preview). DOI: 10.1016/j.fsigss.2017.09.022
76. *Bini C., Giorgetti A., Giovannini E.* Human DNA contamination of postmortem examination facilities: Impact of COVID-19 cleaning procedure // *J. Forensic Sci.* 2022. Vol. 67. P. 1867–1875. DOI: 10.1111/1556-4029.15096
77. *Mwangi P., Mogotsi M., Ogunbayo A. et al.* A decontamination strategy for resolving SARS-CoV-2 amplicon contamination in a next-generation sequencing laboratory // *Archives of Virology.* 2022. Vol. 167. P. 1175–1179. DOI: 10.1007/s00705-022-05411-z
78. *Nilsson M., De Maeyer H., Allen M.* Evaluation of Different Cleaning Strategies for Removal of Contaminating DNA Molecules // *Genes.* 2022. Vol. 13, no. 1. Id. 162. DOI: 10.3390/genes13010162
79. *Pochtovyi A.A., Bacalin V.V., Kuznetsova N.Z. et al.* SARS-CoV-2 Aerosol and Surface Contamination in Health Care Settings: The Moscow Pilot Study // *Aerosol and Air Quality Research.* 2021. Vol. 21, no. 4. Id. 200604. DOI: 10.4209/aaqr.200604
80. *Ichijo T., Hieda H., Ishihara R. et al.* Bacterial Monitoring with Adhesive Sheet in the International Space Station – "Kibo", the Japanese Experiment Module // *Microbes Environ.* 2013. Vol. 28, no. 2. P. 264–268. DOI: 10.1264/jsm2.ME12184
81. *Yamaguchi N., Roberts M., Castro S. et al.* Microbial Monitoring of Crewed Habitats in Space — Current Status and Future Perspectives // *Microbes Environ.* 2014. Vol. 29, no. 3. P. 250–260. DOI: 10.1264/jsm2.ME14031
82. *Forsberg C., Jansson L., Ansell R., Hedman J.* High-throughput DNA extraction of forensic adhesive tapes // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2016. Vol. 24. P. 158–163. DOI: 10.1016/j.fsigen.2016.06.004
83. *Forsberg C., Wallmark N., Hedell R. et al.* Reference material for comparison of different adhesive tapes for forensic DNA sampling // *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.* 2015. Vol. 5. P. e454–e455. DOI: 10.1016/j.fsigss.2015.09.180
84. *Li R.C., Harris H.A.* Using hydrophilic adhesive tape for collection of evidence for forensic DNA analysis // *J. Forensic Sci.* 2003. Vol. 48, no. 6. P. 1318–1321. DOI: 10.1520/JFS2003121
85. *Verdon T.J., Mitchell R.J., van Oorschot R.A.H.* Evaluation of tapelifting as a collection method for touch DNA // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2014. Vol. 8, no. 1. P. 179–186. DOI: 10.1016/j.fsigen.2013.09.005
86. *Zech W-D., Malik N., Thali M.* Applicability of DNA Analysis on Adhesive Tape in Forensic Casework // *J. Forensic Sci.* 2012. Vol. 57, no. 4. P. 1036–1041. DOI: 10.1111/j.1556-4029.2012.02105.x
87. *Hymus C.M., Baxter F.O., Ta H. et al.* A comparison of six adhesive tapes as tape lifts for efficient trace DNA recovery without the transfer of PCR inhibitors // *Leg. Med.* 2023. Id. 102330. DOI: 10.1016/j.legalmed.2023.102330
88. *Gunnarsson J., Eriksson H., Ansell R.* Success Rate of Forensic Tape-Lift Method for DNA Recovery // *Problems of Forensic Sci.* 2010. Vol. LXXXIII. P. 243–254.
89. *Joël J., Glanzmann B., Germann U., Cossu C.* DNA extraction of forensic adhesive tapes – A comparison of two different methods // *Forensic Sci. Int.* 2015. Vol. 5. P. e579–e581. DOI: 10.1016/j.fsigss.2015.09.229
90. *Burmuzoska I., Hogg K., Raymond J. et al.* Comparison of operational DNA recovery methods: Swabs versus tape-lifts // *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.* 2022. Vol. 8. P. 50–52. DOI: 10.1016/j.fsigss.2022.09.019
91. *Холевичук А.Г.* Способы получения ДНК высокого качества с непористой поверхности после визуализации следов пальцев рук: опыт США // *Вестник Нижегородского университета им. Н.И. Лобачевского.* 2020. № 4. С. 159–167.
92. *Bhoelai B., Beemster F., Sijen T.* Revision of the tape used in a tape-lift protocol for DNA recovery // *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.* 2013. Vol. 4. P. e270–e271. DOI: 10.1016/j.fsigss.2013.10.138
93. *Liu J.Y.* PE-swab direct STR amplification of forensic touch DNA samples // *J. Forensic Sci.* 2015. Vol. 60, no. 3. P. 693–701. DOI: 10.1111/1556-4029.12705

94. Liu J.Y. Direct qPCR quantification using the Quantifiler® Trio DNA quantification kit // *Forensic Sci. Int. Genetics*. 2014. Vol. 13. P. 10–19. DOI: 10.1016/j.fsigen.2014.06.016
95. Janssen K., Aune M., Olsen M. et al. Biological stain collection – Absorbing paper is superior to cotton swabs // *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.* 2019. Vol. 7, iss. 1. P. 468–469. DOI: 10.1016/j.fsigs.2019.10.054
96. van Oorschot R.A.H., Meakin G.E., Kokshoorn B. et al. DNA Transfer in Forensic Science: Recent Progress towards Meeting Challenges // *Genes*. 2021. Vol. 12. Id. 1766. DOI: 10.3390/genes12111766
97. Pizzamiglio M., Mameli A., My D., Garofano L. Forensic identification of a murderer by LCN DNA collected from the inside of the victim's car // *Int. Congr. Ser.* 2004. Vol. 1261. P. 437–439. DOI: 10.1016/S0531-5131(03)01855-7
98. Kirgiz I.A., Calloway C. Increased recovery of touch DNA evidence using FTA paper compared to conventional collection methods // *J. Forensic Legal Med.* 2017. Vol. 47. P. 9–15. DOI: 10.1016/j.jflm.2017.01.007
99. Omni-Matrix sample collection system. URL: <http://www.biofunctions.com/biofunctions/category.asp?c=202>
100. Ramirez E. Evaluation of a novel DNA collection matrix designed to improve recovery of touch DNA from non-porous surfaces. Student These CUNY John Jay College of Criminal Justice, December 2019. URL: https://academicworks.cuny.edu/jj_etds/133
101. BVDA international: Materials and equipment for crime scene officers and forensic laboratories. URL: www.bvda.com
102. FOMA, product description. Gelatin lifters for criminal investigations. 2021. URL: www.foma.eu
103. Parsons R., Bates L., Walton-Williams L., et al. DNA from Fingerprints: Attempting dual recovery. Department of Forensic and Crime Sciences, Staffordshire University, 2016. P. 8–17. URL: <http://eprints.staffs.ac.uk/2764/3/eprints2764.pdf>
104. Curtis B. The use of forensic gellifters to collect human DNA off trafficked animal specimens. URL: https://experiment-uploads.s3.amazonaws.com/file-attachments/user/162647/hNowG4LtQOamQrl7dqaj_The%20Use%20of%20Forensic%20Gellifters%20to%20Collect%20Human%20DNA%20off%20Trafficked%20Animal%20Specimens-%20Experiment.com.pdf
105. Zieger M., Schneider C., Utz S. DNA recovery from gelatin fingerprint lifters by direct proteolytic digestion // *Forensic Sci. Int.* 2019. Vol. 295. P. 145–149. DOI: 10.1016/j.forsciint.2018.12.006
106. Kwok R., Parsons R., Fieldhouse S., Walton-Williams L. An evaluation of two adhesive media for the recovery of DNA from latent fingerprints: A preliminary study // *Forensic Sci. Int.* 2023. Vol. 344. Id. 11574. DOI: 10.1016/j.forsciint.2023.11574
107. van Helmond W., O'Brien V., de Jong R. et al. Collection of amino acids and DNA from fingerprints using hydrogels // *Analyst*. 2018. Vol. 143, no. 4. P. 900–905. DOI: 10.1039/C7AN01692A
108. Dieltjes P., Mieremet R., Zuniga S. et al. A sensitive method to extract DNA from biological traces present on ammunition for the purpose of genetic profiling // *Int. J. Legal Med.* 2011. Vol. 125. P. 597–602. DOI: 10.1007/s00414-010-0454-4
109. Montpetit S., O'Donnell P. An optimized procedure for obtaining DNA from fired and unfired ammunition // *Forensic Sci. Int. Genetics*. 2015. Vol. 14. P. 70–74. DOI: 10.1016/j.fsigen.2015.03.012
110. Subhani Z., Coleman K., Moore D. et al. A novel semi-automated direct lysis method for DNA recovery from live and spent 9mm ammunition // *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.* 2019. Vol. 7, iss. 1. P. 269–270. DOI: 10.1016/j.fsigs.2019.09.120
111. Prasad E., Barash M., Hitchcock C. et al. Evaluation of soaking to recover trace DNA from fired cartridge cases // *Aust. J. Forensic Sci.* 2020. Vol. 53, no. 5. Id. 1757758. DOI: 10.1080/00450618.2020.1757758
112. Bille T.W., Fahrig G., Weitz S.M., Peiffer G.A. An improved process for the collection and DNA analysis of fired cartridge cases // *Forensic Sci. Int. Genetics* 2020. Vol. 46. Id. 102238. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102238
113. Elwick K., Gauthier Q., Rink S. et al. Recovery of DNA from fired and unfired cartridge casing: comparison of two DNA collection methods // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2022. Vol. 59. Id. 102726. DOI: 10.1016/j.fsigen.2022.102726
114. Milne B. New wet vacuum touch DNA recovery system. CSEye (The Chartered Society of Forensic Sciences), January 2016. 36 p. URL: <https://www.mvac.com/images/pdfs/cseyejanuary2016.pdf>
115. Garrett A.D., Patlak D.J., Gunn L.E. et al. Exploring the Potential of a Wet-Vacuum Collection System for DNA Recovery // *J. Forensic Identification*. 2014. Vol. 64, no. 5. P. 429–448.
116. Hedman J., Agren J., Ansell R. Crime scene DNA sampling by wet-vacuum applying M-Vac // *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.* 2015. Vol. 5. P. e89–e90. DOI: 10.1016/j.fsigs.2015.09.036
117. McLamb J.M., Adams L.D., Kavlick M.F. Comparison of the M-Vac® Wet-Vacuum-Based Collection Method for DNA Recovery on Diluted Bloodstained Substrates // *J. Forensic Sci.* 2020. Vol. 65, no. 6. P. 1828–1834. DOI: 10.1111/1556-4029.14508
118. Vickar T., Bache K., Daniel B., Frascione N. The use of the M-Vac® wet-vacuum system as a method for DNA recovery // *Sci. Justice*. 2018. Vol. 58, no. 4. P. 282–286. DOI: 10.1016/j.scijus.2018.01.003
119. Williams S., Panacek E., Green W. et al. Recovery of salivary DNA from the skin after showering // *Forensic Sci. Med. Pathol.* 2015. Vol. 11, no. 1. P. 29–34. DOI: 10.1007/s12024-014-9635-7
120. Bardole DNA collection method. M-Vac® Systems, Inc. URL: <https://www.mvac.com/why-mvac/research/bardole-dna-collection-method>
121. McLaughlin P., Hopkins C., Springer E., Prinz M. Non-destructive DNA recovery from handwritten documents using a dry vacuum technique // *J. Forensic Sci.* 2021. Vol. 66, no. 4. P. 1443–1451. DOI: 10.1111/1556-4029.14696
122. Morgan A.G., Prinz M. Development of Improved DNA Collection and Extraction Methods for Handled Documents // *Genes*. 2023. Vol. 14, no. 3. Id. 761. DOI: 10.3390/genes14030761

123. *Währen J., Kehm S., Allen M. et al.* The DNA-Buster: The evaluation of an alternative DNA recovery approach // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2023. Vol. 64. Id. 102830. DOI: 10.1016/j.fsigen.2023.102830
124. *Neves C., Zieger M.* "Total Human DNA Sampling" – Forensic DNA profiles from large areas // *Forensic Sci. Int. Genetics* 2023. Vol. 67. Id. 102939. DOI: 10.1016/j.fsigen.2023.102939
125. *Caraballo N.I., Mendel J., Holness H. et al.* An investigation into the concurrent collection of human scent and epithelial skin cells using a non-contact sampling device // *Forensic Sci. Int.* 2016. Vol. 266. P. 148–159. DOI: 10.1016/j.forsciint.2016.05.019
126. *Plaza D.T., Mealy J.L., Lane J.N. et al.* ESDA®-Lite collection of DNA from latent fingerprints on documents // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2015. Vol. 16. P. 8–12. DOI: 10.1016/j.fsigen.2014.11.011
127. *Zieger M., Defaux P.M., Utz S.* Electrostatic sampling of trace DNA from clothing // *Int. J. Legal. Med.* 2016. Vol. 130, no. 3. P. 661–667. DOI: 10.1007/s00414-015-1312-1
128. *Meakin G., Jamieson A.* DNA transfer: Review and implications for casework // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2013. Vol. 7, no. 4. P. 434–443. DOI: 10.1016/j.fsigen.2013.03.013
129. *Kanokwongnuwut P., Kirkbride P., Linacre A.* Detection of latent DNA // *Forensic Sci. Int. Genetics.* 2018. Vol. 37. P. 95–101. DOI: 10.1016/j.fsigen.2018.08.004
130. *Champion J., Kanokwongnuwut P., van Oorschot R.A.H. et al.* Evaluation of a fluorescent dye to visualize touch DNA on various substrates // *J. Forensic Sci.* 2021. Vol. 66, no. 4. P. 1435–1442. DOI: 10.1111/1556-4029.14695
131. *Kanokwongnuwut P., Kirkbride P., Linacre A.* Visualising latent DNA on swabs // *Forensic Sci. Int.* 2018. Vol. 291. P. 115–123. DOI: 10.1016/j.forsciint.2018.08.016
132. *Linacre A.* Latent DNA: "seeing" the location of DNA // *Judicial Officers' Bulletin* 2019. Vol. 31, no. 3. P. 23–24.
133. *Kanokwongnuwut P., Kirkbride K.P., Linacre A.* An assessment of tape-lifts // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2020. Vol. 47. Id. 102292. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102292
134. *Krosch M.N., McNevin A., Cook J. et al.* Fluorescent dye-based detection of trace DNA on forensic tapelifts from worn shirts // *Australian J. Forensic Sci.* 2021. Vol. 53, iss. 4. P. 419–430. DOI: 10.1080/00450618.2019.1711177
135. *Cook R., Mitchell N., Henry J.* Assessment of Diamond™ Nucleic Acid Dye for the identification and targeted sampling of latent DNA in operational casework // *Forensic Sci. Int. Genet.* 2021. Vol. 55. Id. 102579. DOI: 10.1016/j.fsigen.2021.102579
136. *Hughes D.A., Szkuta B., van Oorschot R.A.H., Conlan X.A.* "Technical note": Optimisation of Diamond™ Nucleic Acid. Dye preparation, application, and visualization, for latent DNA detection // *Forensic Sci. Int.* 2022. Vol. 330, Id. 111096. DOI: 10.1016/j.forsciint.2021.111096
137. *Young J.M., Linacre A.* Use of a spray device to locate touch DNA on casework samples // *J. Forensic Sci.* 2020. Vol. 65, iss. 4. P. 1280–1288. DOI: 10.1111/1556-4029.14304
138. *Kanokwongnuwut P., Kirkbride K.P., Linacre A.* Detecting latent DNA in wildlife forensic science investigations // *Science & Justice.* 2020. Vol. 60, iss. 4. P. 358–362. DOI: 10.1016/j.scijus.2020.02.001
139. *Deliveyner N., Cassey P., Linacre A. et al.* Recovering trace DNA from the illegal wildlife trade // *Forensic Sci. Int. Animals and Environments.* 2022. Vol. 2. Id. 100040. DOI: 10.1016/j.fsiae.2021.100040

**Институт аналитического приборостроения РАН,
Санкт-Петербург**

Контакты: Петров Дмитрий Григорьевич,
dimoon88@mail.ru

Материал поступил в редакцию 10.09.2023

COLLECTING GENETIC BIOMATERIAL (DNA) FROM SURFACES: METHODS AND DEVICES (REVIEW)

D. G. Petrov, E. D. Makarova, I. E. Antifeev, M. V. Zaitseva

Institute for Analytical Instrumentation of RAS, Saint Petersburg, Russia

The review survey the evolution and current progress in designing instrumentation for sampling touch (contact) DNA and biological stains on the variety of item surfaces. The paper considers the effectivity of touch (contact) DNA recovery methods and devices being use for DNA collection from various surfaces at the crime scene and in the forensic laboratory as well as the explored challenges, limitations and current trends. The discussion covers earlier and novel tools, namely: scraping, cutting-out, swabs (and swabbing), tape and gel lifting, soaking, the Bardole M-VAC, dry and wet vacuum and the others.

Keywords: forensic biology, forensic DNA, touch (contact) DNA, DNA recovery, DNA collection methods, biomaterial sampling from surfaces, swab, swabbing, tape and gel lifting, wet vacuum, dry vacuum, soaking method

REFERENCES

- Oorschot R.A.H., Ballantyne K.N., Mitchell R.J. Forensic trace DNA: a review. *Investigative Genetics*, 2010, vol. 1, Id. 14. DOI: 10.1186/2041-2223-1-14
- Anisimov V.A., Garafutdinov R.R., Sagitov A.M., et al. [DNA forensics – the origin, present state and future prospects]. *Biomika* [Biomics], 2019, vol. 11, no. 3, pp. 282–314. DOI: 10.31301/2221-6197.bmcs.2019-26 (In Russ.).
- Faleeva T.G. *Molekulyarno-geneticheskaya identifikatsiya potozhirovyykh sledov v otechatkakh pal'tsev na kozhe cheloveka*. Diss. kand. med. nauk [Molecular genetic identification of sweat marks in human skin fingerprints. cand. med. sci. diss.]. Saint Petersburg, 2021. 208 p. (In Russ.).
- Yang J., Brooks C., Estes M.D., et al. An integratable microfluidic cartridge for forensic swab samples lysis. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2014, vol. 8, no. 1, pp. 147–158. DOI: 10.1016/j.fsigen.2013.08.012
- Bruijns B., Knotter J., Tiggelaar R. A Systematic review on commercially available integrated systems for forensic DNA analysis. *Sensors*, 2023, vol. 23, no. 3, Id. 1075. DOI: 10.3390/s23031075
- Jung W., Yang M., Barrett M., et al. Recent improvement in miniaturization and integration of a DNA analysis system for rapid forensic analysis (midas). *J. Forensic Investigation*, 2014, vol. 2, no. 2. DOI: 10.13188/2330-0396.1000012
- Yang J., Hurth C., Nordquist A., et al. Integrated microfluidic system for rapid DNA fingerprint analysis: a miniaturized integrated DNA analysis system (MiDAS) – swab sample-in to DNA profile-out. Dutta D. (ed.). *Microfluidic Electrophoresis: Methods and Protocols, Methods in Molecular Biology*, Gumana Press, 2019, vol. 1906, pp. 207–224. DOI: 10.1007/978-1-4939-8964-5_14
- Butler J.M. Recent advances in forensic DNA typing: INTERPOL review 2019–2022. *Forensic Sci. Int.: Synergy*, 2023, vol. 6, Id. 100311. DOI: 10.1016/j.fsisyn.2022.100311
- Bazyar H. On the application of microfluidic-based technologies in forensics: a review. *Sensors*, 2023, vol. 23, no. 13, Id. 5856. DOI: 10.3390/s23135856
- Zemskova E.Y., Sokolova N.R., Isupov S.V., Ivanov P.L. [“Rapid DNA” — new horizons of forensic DNA profiling using full cycle genetic analyzers]. *Sudebnaya medicina* [Russian Journal of Forensic Medicine], 2021, vol. 7, no. 4, pp. 29–38. DOI: 10.17816/fm678 (In Russ.).
- Butler J.M. The future of forensic DNA analyses. *Phil. Trans. R. Soc. B*, 2015, vol. 370, Id. 20140252. DOI: 10.1098/rstb.2014.0252
- Burrill J., Daniel B., Frascione N. A review of trace “touch DNA” deposits: variability factors and an exploration of cellular composition. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2019, vol. 39, pp. 8–18. DOI: 10.1016/j.fsigen.2018.11.019
- Alessandrini F., Cecati M., Pesaresi M., et al. Fingerprints as evidence for a genetic profile: morphological study on fingerprints and analysis of exogenous and individual factors affecting DNA typing. *J. Forensic Sci.*, 2003, vol. 48, no. 3, pp. 586–592. DOI: 10.1520/JFS2002260
- Tang J., Ostrander J., Wickenheiser R., Hall A. Touch DNA in forensic science: The use of laboratory-created eccrine fingerprints to quantify DNA loss. *Forensic Sci. Int.: Synergy*, 2020, vol. 2, pp. 1–16. DOI: 10.1016/j.fsisyn.2019.10.004
- Kumar P., Bhandari D., Chauhan J.S., Sahajpal V. Touch DNA: revolutionizing evidentiary DNA forensics. *Int. J. Forensic Sci.*, 2023, vol. 8, no. 3, Id. 000314. DOI: 10.23880/ijfsc-16000314
- Kanokwongnuwut P., Martina B., Taylora D. et al. How many cells are required for successful DNA profiling? *Forensic Sci. Int.: Genet.*, 2020, vol. 51, Id 102453. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102453 [Author manuscript].
- Gołaszewska A. Recovery techniques for contact DNA traces. *Arch. Med. Sadowej. Kryminol.*, 2022, vol. 72, no. 3, pp. 138–146. DOI: 10.4467/16891716AMSIK.22.016.17394

18. van Oorschot R.A.H., Szkuta B., Meakin G.E., et al. DNA transfer in forensic science: a review. *Forensic Sci. Int.: Genet.*, 2019, vol. 38, pp. 140–166. DOI: 10.1016/j.fsigen.2018.10.014
19. Williamson A.L. Touch DNA: Forensic Collection and Application to Investigations. *J. Assoc. Crime Scene Reconstr.*, 2012, vol. 18, no. 1, pp. 1–5.
20. Hebda L.M., Doran A.E., Foran D.R. Collecting and Analyzing DNA Evidence from Fingernails: A Comparative Study. *J. Forensic Sci.*, 2014, vol. 59, iss. 5, pp. 1343–1350. DOI: 10.1111/1556-4029.12465
21. Singh H.N. Collection, preservation and transportation of biological evidence for forensic DNA analysis. *Int. J. All Research Education and Scientific Methods (IJARESM)*, 2021, vol. 9, no. 9, pp. 1123–1130.
22. Hess S., Haas C. Recovery of trace DNA on clothing: A comparison of mini-tape lifting and three other forensic evidence collection techniques. *J. Forensic Sci.*, 2017, vol. 62, iss. 1, pp. 187–191. DOI: 10.1111/1556-4029.13246
23. Bécue A., Eldridge H., Champod C. Identification Sciences. Fingermarks. 19th INTERPOL Int. Forensic Sci. Managers Symposium, Lyon, France 7–10 October 2019. *Review Papers*, 2019, pp. 677–770.
24. *Collecting DNA evidence at property crime scenes*, 2009. <https://www.sjsu.edu/people/steven.lee/courses/c2/s2/Coll%20ecting%20DNA%20Evidence%20at%20Property%20Crime%20Scenes%20Course.pdf>
25. Zaghlood N.M., Samir T., Megahed H.M. Recovery of DNA from Fingerprints on Enhanced Different Paper Types. *J. Forensic Sci. & Criminol.*, 2019, vol. 7, no. 2, pp. 2–8. URL: <https://www.annepublishers.com/articles/JFSC/7202-Recovery-of-DNA-from-Fingerprints-on-Enhanced-Different-Paper-Types.pdf>
26. Kumar A. Touch DNA; A Quantitative Study in the Perspective of Forensic Science. *Austin J. Forensic Sci. Criminol.*, 2021, vol. 8, no. 1, Id 1084. DOI: 10.26420/AustinJForensicSciCriminol.2021.1084
27. Al-Snan N.R. The recovery of touch DNA from RDX-C4 evidences. *Int. J. Leg. Med.*, 2021, vol. 135, no. 2, pp. 393–397. DOI: 10.1007/s00414-020-02407-9
28. Solomon A.D., Hytinen M.E., McClain A.M., et al. An Optimized DNA Analysis Workflow for the Sampling, Extraction, and Concentration of DNA obtained from Archived Latent Fingerprints. *J. Forensic Sci.*, 2018, vol. 63, iss. 1, pp. 47–57. DOI: 10.1111/1556-4029.13504
29. Dong H., Wang J., Zhang T., et al. Comparison of preprocessing methods and storage times for touch DNA samples. *Croat. Med. J.*, 2017, vol. 58, iss. 1, pp. 4–13. DOI: 10.3325/cmj.2017.58.4
30. Tozzo P., Mazzobel E., Marcante B., et al. Touch DNA Sampling Methods: Efficacy Evaluation and Systematic Review. *Int. J. Mol. Sci.*, 2022, vol. 23, Iss. 24, Id. 15541. DOI: 10.3390/ijms232415541
31. Sessa F., Salerno M., Bertozzi G., et al. Touch DNA: impact of handling time on touch deposit and evaluation of different recovery techniques: An experimental study. *Sci. Rep.*, 2019, vol. 9, Id. 9542. DOI: 10.1038/s41598-019-46051-9
32. Linacre A., Pekarek V., Swaran Y.C., Tobe S.S. Generation of DNA profiles from fabrics without DNA extraction. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2010, vol. 4, no. 2, pp. 137–141. DOI: 10.1016/j.fsigen.2009.07.006
33. Cavanaugh S.E., Bathrick A.S. Direct PCR amplification of forensic touch and other challenging DNA samples: a review. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2018, vol. 32, pp. 40–49. DOI: 10.1016/j.fsigen.2017.10.005
34. Irion P.R. Evaluating the use of the M-Vac[®] Wet Vacuum System to recover DNA from cotton fabric. *Graduated Theses, Dissertation, and Problem Reports*, 2020. Id. 7951. URL: <https://researchrepository.wvu.edu/etd/7951/>
35. Bonsu D.O.M., Higgins D., Austin J.J. Forensic touch DNA recovery from metal surfaces – A review. *Science & Justice*, 2020, vol. 60, no. 3, pp. 206–215. DOI: 10.1016/j.scijus.2020.01.002
36. Bruijns B.B., Tiggelaar R.M., Gardeniers H. The Extraction and Recovery Efficiency of Pure DNA for Different Types of Swabs. *J. Forensic Sci.*, 2018, vol. 63, no. 5, pp. 1492–1499. DOI: 10.1111/1556-4029.13837
37. Vashist V., Banthia N., Kumar S., Agrawal P. A systematic review on materials, design, and manufacturing of swabs. *Annals of 3D Printed Medicine*, 2023, vol. 9, Id. 100092. DOI: 10.1016/j.stlm.2022.100092
38. Prispobleniya dlya sbora obratstov v kriminalistike [Specimen collection devices in forensics]. *Life Technology Corporation*, 2012. URL: www.lifetech.com/
39. *Copan 2021*. URL: www.copangroup.com
40. Comment D., Gouy A., Zingg C., Zieger M. A holistic approach for the selection of forensic DNA Swabs. *Forensic Sci. Int.*, 2023, vol. 348, Id. 111737. DOI: 10.1016/j.forsciint.2023.111737
41. Adamowicz M.S., Stasulli D.M., Sobestanovich E.M., Bille T.W. Evaluation of methods to improve the extraction and recovery of DNA from cotton swabs for forensic analysis. *PLoS One*, 2014, vol. 9, Id. e116351. DOI: 10.1371/journal.pone.0116351
42. van Oorschot R.A.H., Phelan D.G., Futlong S., et al. Are you collecting all the available DNA from touched objects? *Int. Congress Series*, 2003, vol. 1239, pp. 803–807. DOI: 10.1016/S0531-5131(02)00498-3
43. Alketbi S.K., Goodwin W. Validating Touch DNA Collection Techniques Using Cotton Swabs. *J Forensic Res.*, 2019, vol. 10, iss. 3, Id. 445. URL: <https://www.hilarispublisher.com/open-access/validating-touch-dna-collection-techniques-using-cotton-swabs.pdf>
44. Gray A., Kuffel A., Daeid N.N. An improved rapid method for DNA recovery from cotton swabs. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2023, vol. 64, Id. 102848. DOI: 10.1016/j.fsigen.2023.102848
45. Marshall P., Stoljarova M., Larue B., et al. Evaluation of a novel material, diomics X-Swab, for collection of DNA. 3rd Int. Conf. on Forensic Res. Technol., October 06–08 2014. Hilton San Antonio Airport, USA (abstract).
46. Novroski N., Kindt T., Schmedes S., et al. Diomics X-Swab[™]: a novel bio-specimen collection tool for increased trace material recovery and PCR enhancement. *Poster Presentation. 25th Annual Int. Symposium on Human Identification (Promega)*; Phoenix, Arizona, September 29–October 2, 2014.

47. Luna 2017. *Luna's dissolvable swabs can revolutionize crime Scene investigations*. BLOG. URL: <https://lunainc.com/blog/lunas-dissolvable-swabs-can-revolutionize-crime-scene-investigations>
48. *Dissolvable forensic swabs*. URL: <https://lunalabs.us/product/dissolvable-forensic-swabs/>
49. *Popule® self-saturating applicators*. Puritan Medical Products Co. 2019. URL: <https://www.puritanmedproducts.com/>
50. Garvin A.M., Holzinger R., Berner F., et al. The forensiX Evidence Collection Tube and Its Impact on DNA Preservation and Recovery. *BioMed Res. Int.*, 2013, vol. 2013, Id. 105797. DOI: 10.1155/2013/105797
51. Mawlood S.K., Alrowaithi M., Watson N. Advantage of ForensiX Swabs in Retrieving and Preserving Biological Fluids. *J Forensic Sci.*, 2015, vol. 60, iss. 3, pp. 686–689. DOI: 10.1111/1556-4029.12704
52. Sauvagère S., Pussiau A., Hubac S. Innovations in Forensic Sciences for Human Identification by DNA in the French Gendarmerie during the Last 10 Years. *Forensic Sci.*, 2023, vol. 3, iss. 2, pp. 316–329. DOI: 10.3390/forensicsci3020024
53. Sherier A.J., Kieser R.E., Novroski N.M.M., Wendt F.R., King J.L., Woerner A.E., Ambers A., Garofano P., Budowle B. Copan microFLOQ® Direct Swab collection of bloodstains, saliva, and semen on cotton cloth. *Int. J. Legal Med.*, 2020, vol. 134, iss. 1, pp. 45–54. DOI: 10.1007/s00414-019-02081-6
54. Ambers A., Wiley R., Novroski N., Budowle B. Direct PCR amplification of DNA from human bloodstains, saliva, and touch samples collected with microFLOQ® swabs. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2018, vol. 32, pp. 80–87. DOI: 10.1016/j.fsigen.2017.10.010
55. Gammon K., Murray-Jones K., Shenton D., et al. Touch DNA on objects can be analysed at low cost using simplified direct amplification methods. *bioRxiv preprint*, February 08, 2019, Id. 540823. DOI: 10.1101/540823
56. *DNA Extraction Pen to serve as A Forensic Tool*. URL: <http://imageandstyle.com/dna-extraction-pen-serve-forensic-tool/>
57. Comte J., Baechler S., Gervais J., et al. Touch DNA collection – Performance of four different swabs. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2019, vol. 43, Id. 102113. DOI: 10.1016/j.fsigen.2019.06.014
58. Seiberle I., Währer J., Kron S., et al. Collaborative swab performance comparison and the impact of sampling solution volumes on DNA recovery. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2022, vol. 59, Id. 102716. DOI: 10.1016/j.fsigen.2022.102716
59. Hartless S., Walton-Williams L., Williams G. Critical Evaluation of Touch DNA Recovery Methods for Forensic Purposes. *Forensic Sci. Int. Genetics. Suppl. Ser.*, 2019, vol. 7, iss. 1, pp. 379–380. DOI: 10.1016/j.fsigss.2019.10.020
60. Smith C., Cox J.O., Rhodes C., et al. Comparison of DNA typing success in compromised blood and touch samples based on sampling swab composition. *J. Forensic Sci.*, 2021, vol. 66, iss. 4, pp. 1427–1434. DOI: 10.1111/1556-4029.14694
61. Pang B.C.M., Cheung B.K.K. Double swab technique for collecting touched evidence. *Legal Med.*, 2007, vol. 9, no. 4, pp. 181–184. DOI: 10.1016/j.legalmed.2006.12.003
62. Hoffmann S.G., Stallworth S.E., Foran D.R. Investigative studies into the recovery of DNA from improvised explosive device containers. *J Forensic Sci.*, 2012, vol. 57, no. 3, pp. 602–609. DOI: 10.1111/j.1556-4029.2011.01982.x
63. Thomasma S.M., Foran D.R. The influence of swabbing solutions on DNA recovery from touch samples. *J. Forensic Sci.*, 2013, vol. 58, no. 2, pp. 465–469. DOI: 10.1111/1556-4029.12036
64. Phetpeng S., Kitpipit T., Asavutmongkul V., et al. Touch DNA collection from improvised explosive devices: A comprehensive study of swabs and moistening agents. *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.*, 2013, vol. 4, pp. e29–e30. DOI: 10.1016/j.fsigss.2013.10.014
65. Schulte J., Rittiner N., Seiberle I., Kron S. Collecting touch DNA from glass surfaces using different sampling solutions and volumes: Immediate and storage effects on genetic STR analysis. *J. Forensic Sci.*, 2023, vol. 68, iss. 4, pp. 1133–1147. DOI: 10.1111/1556-4029.15305
66. Butler J.M. *Advanced topics in forensic DNA typing: Methodology*. Academic Press, 2011. 704 p.
67. Romeika J.M., Yan F. Recent advances in forensic DNA analysis. *J. Forensic Res.*, 2013, iss. S12, Id. 001. DOI: 10.4172/2157-7145.S12-001
68. Hedman J., Jansson L., Akel Y., et al. The double-swab technique versus single swabs for human DNA recovery from various surfaces. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2020, vol. 46, Id. 102253. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102253
69. Parsons L., Sharfe G., Vintiner S. DNA Analysis and Document Examination: The Impact of Each Technique on Respective Analyses. *J. Forensic Sci.*, 2016, vol. 61, no. 1, pp. 26–34. DOI: 10.1111/1556-4029.12848
70. Williams G., Pandre M., Ahmed W., et al. Evaluation of low trace DNA recovery techniques from ridged surfaces. *J. Forensic Res.*, 2013, vol. 4, Id. 4. DOI: 10.4172/2157-7145.1000199
71. Abdullah A., Szkuta B., Meakin G.E. Effect of swabbing technique and duration on forensic DNA recovery. *Sci. Justice*, 2023, vol. 63, no. 3, pp. 343–348. DOI: 10.1016/j.scijus.2023.03.002
72. Hedman J., Akel Y., Jansson L., et al. Enhanced forensic DNA recovery with appropriate swabs and optimized swabbing technique. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2021, vol. 53, Id. 102491. DOI: 10.1016/j.fsigen.2021.102491
73. Jansson L., Akel Y., Eriksson R., et al. Impact of swab material on microbial surface sampling. *J. Microbiol. Methods.*, 2020, vol. 176, Id. 106006. DOI: 10.1016/j.mimet.2020.106006
74. Digel I., Akimbekov N., Kistaubayeva A., Zhubanova A. Microbial sampling from dry surfaces: current challenges and solutions. Artmann G.M., et al. (eds.) *Biological, Physical and Technical Basics of Cell Engineering*, Springer Nature Singapore Pte Ltd., 2018, pp. 421–456. DOI: 10.1007/978-981-10-7904-7_19
75. Wood I., Park S., Tooke J., et al. Efficiencies of recovery and extraction of trace DNA from non-porous surfaces. *Forensic Sci. Int. Genetics. Suppl. Ser.*, 2017, vol. 6, pp. e153–e156 (Preview). DOI: 10.1016/j.fsigss.2017.09.022
76. Bini C., Giorgetti A., Giovannini E. Human DNA contamination of postmortem examination facilities: Impact of COVID-

- 19 cleaning procedure. *J Forensic Sci.*, 2022, vol. 67, no. 5, pp. 1867–1875. DOI: 10.1111/1556-4029.15096
77. Mwangi P., Mogotsi M., Ogunbayo A., et al. A decontamination strategy for resolving SARS-CoV-2 amplicon contamination in a next-generation sequencing laboratory. *Archives of Virology*, 2022, vol. 167, pp. 1175–1179. DOI: 10.1007/s00705-022-05411-z
78. Nilsson M., De Maeyer H., Allen M. Evaluation of Different Cleaning Strategies for Removal of Contaminating DNA Molecules. *Genes*, 2022, vol. 13, no. 1, Id. 162. DOI: 10.3390/genes13010162
79. Pochtovyi A.A., Bacalin V.V., Kuznetsova N.Z., et al. SARS-CoV-2 Aerosol and Surface Contamination in Health Care Settings: The Moscow Pilot Study. *Aerosol and Air Quality Research*, 2021, vol. 21, no. 4, Id. 200604. DOI: 10.4209/aaqr.200604
80. Ichijo T., Hieda H., Ishihara R., et al. Bacterial Monitoring with Adhesive Sheet in the International Space Station – "Kibo", the Japanese Experiment Module. *Microbes Environ.*, 2013, vol. 28, no. 2, pp. 264–268. DOI: 10.1264/jisme2.ME12184
81. Yamaguchi N., Roberts M., Castro S., et al. Microbial Monitoring of Crewed Habitats in Space — Current Status and Future Perspectives. *Microbes Environ.*, 2014, vol. 29, no. 3, pp. 250–260. DOI: 10.1264/jisme2.ME14031
82. Forsberg C., Jansson L., Ansell R., Hedman J. High-throughput DNA extraction of forensic adhesive tapes. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2016, vol. 24, pp. 158–163. DOI: 10.1016/j.fsigen.2016.06.004
83. Forsberg C., Wallmark N., Hedell R., et al. Reference material for comparison of different adhesive tapes for forensic DNA sampling. *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.*, 2015, vol. 5, pp. e454–e455. DOI: 10.1016/j.fsigss.2015.09.180
84. Li R.C., Harris H.A. Using hydrophilic adhesive tape for collection of evidence for forensic DNA analysis. *J. Forensic Sci.*, 2003, vol. 48, no. 6, pp. 1318–1321. DOI: 10.1520/JFS2003121
85. Verdon T.J., Mitchell R.J., van Oorschot R.A. Evaluation of tapelifting as a collection method for touch DNA. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2014, vol. 8, no. 1, pp. 179–186. DOI: 10.1016/j.fsigen.2013.09.005
86. Zech W.-D., Malik N., Thali M. Applicability of DNA Analysis on Adhesive Tape in Forensic Casework. *J Forensic Sci.*, 2012, vol. 57, no. 4, pp. 1036–1041. DOI: 10.1111/j.1556-4029.2012.02105.x
87. Hymus C.M., Baxter F.O., Ta H., et al. A comparison of six adhesive tapes as tape lifts for efficient trace DNA recovery without the transfer of PCR inhibitors. *Leg. Med.*, 2023, Id. 102330. DOI: 10.1016/j.legalmed.2023.102330
88. Gunnarsson J., Eriksson H., Ansell R. Success Rate of Forensic Tape-Lift Method for DNA Recovery. *Problems of Forensic Sci.*, 2010, vol. LXXXIII, pp. 243–254.
89. Joël J., Glanzmann B., Germann U., Cossu C. DNA extraction of forensic adhesive tapes – A comparison of two different methods. *Forensic Sci. Int.*, 2015, vol. 5, pp. e579–e581. DOI: 10.1016/j.fsigss.2015.09.229
90. Burmuzoska I., Hogg K., Raymond J., et al. Comparison of operational DNA recovery methods: Swabs versus tapelifts. *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.*, 2022, vol. 8, pp. 50–52. DOI: 10.1016/j.fsigss.2022.09.019
91. Kholevchuk A.G. [Methods of producing high-quality «touch DNA» from non-porous surface after visualizing finger marks: experience of the USA]. *Vestnik Nizhegorodskogo universiteta im. N.I. Lobachevskogo* [Vestnik of Lobachevsky University of Nizhni Novgorod], 2020, no. 4, pp. 159–167. (In Russ.).
92. Bhoelai B., Beemster F., Sijen T. Revision of the tape used in a tape-lift protocol for DNA recovery. *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.*, 2013, vol. 4, no. 1, pp. e270–e271. DOI: 10.1016/j.fsigss.2013.10.138
93. Liu J.Y. PE-swab direct STR amplification of forensic touch DNA samples. *J. Forensic Sci.*, 2015, vol. 60, no. 3, pp. 693–701. DOI: 10.1111/1556-4029.12705
94. Liu J.Y. Direct qPCR quantification using the Quantifiler® Trio DNA quantification kit. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2014, vol. 13, pp. 10–19. DOI: 10.1016/j.fsigen.2014.06.016
95. Janssen K., Aune M., Olsen M., et al. Biological stain collection – Absorbing paper is superior to cotton swabs. *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.*, 2019, vol. 7, iss. 1, pp. 468–469. DOI: 10.1016/j.fsigss.2019.10.054
96. van Oorschot R.A.H., Meakin G.E., Kokshoorn B., et al. DNA Transfer in Forensic Science: Recent Progress towards Meeting Challenges. *Genes*, 2021, vol. 12, iss. 11, Id. 1766. DOI: 10.3390/genes12111766
97. Pizzamiglio M., Mameli A., My D., Garofano L. Forensic identification of a murderer by LCN DNA collected from the inside of the victim's car. *Int. Congr. Ser.*, 2004, vol. 1261, pp. 437–439. DOI: 10.1016/S0531-5131(03)01855-7
98. Kirgiz I.A., Calloway C. Increased recovery of touch DNA evidence using FTA paper compared to conventional collection methods. *J. Forensic Legal Med.*, 2017, vol. 47, pp. 9–15. DOI: 10.1016/j.jflm.2017.01.007
99. *Omni-Matrix sample collection system*. URL: <http://www.biofunctions.com/biofunctions/category.asp?c=202>
100. Ramirez E. Evaluation of a novel DNA collection matrix designed to improve recovery of touch DNA from non-porous surfaces. *Student These CUNY John Jay College of Criminal Justice*, December 2019. URL: https://academicworks.cuny.edu/jj_etds/133
101. *BVDA international: Materials and equipment for crime scene officers and forensic laboratories*. URL: www.bvda.com
102. *FOMA, product description. Gelatin lifters for criminal investigations*. 2021. URL: www.foma.eu
103. Parsons R., Bates L., Walton-Williams L., et al. *DNA from Fingerprints: Attempting dual recovery*. Staffordshire University, 2016, pp. 8–17. URL: <http://eprints.staffs.ac.uk/2764/3/eprints2764.pdf>
104. Curtis B. *The use of forensic gellifters to collect human DNA off trafficked animal specimens*. URL: https://experiment-uploads.s3.amazonaws.com/file-attachments/user/162647/hNOWG4LtQOamQrl7dqaj_The%20Use%20of%20Forensic%20Gellifters%20to%20Collect%20Human%20DNA%20Off%20Trafficked%20Animal%20Specimens-%20Experiment.com.pdf

105. Zieger M., Schneider C., Utz S. DNA recovery from gelatin fingerprint lifters by direct proteolytic digestion. *Forensic Sci. Int.*, 2019, vol. 295, pp. 145–149. DOI: 10.1016/j.forsciint.2018.12.006
106. Kwok R., Parsons R., Fieldhouse S., Walton-Williams L. An evaluation of two adhesive media for the recovery of DNA from latent fingerprints: A preliminary study. *Forensic Sci. Int.*, 2023, vol. 344, Id. 11574. DOI: 10.1016/j.forsciint.2023.111574
107. van Helmond W., O'Brien V., de Jong R., et al. Collection of amino acids and DNA from fingerprints using hydrogels. *Analyst*, 2018, vol. 143, no. 4, pp. 900–905. DOI: 10.1039/C7AN01692A
108. Dieltjes P., Mieremet R., Zuniga S., et al. A sensitive method to extract DNA from biological traces present on ammunition for the purpose of genetic profiling. *Int. J. Legal Med.*, 2011, vol. 125, pp. 597–602. DOI: 10.1007/s00414-010-0454-4
109. Montpetit S., O'Donnell P. An optimized procedure for obtaining DNA from fired and unfired ammunition. *Forensic Sci. Int. Genetics*, 2015, vol. 17, pp. 70–74. DOI: 10.1016/j.fsigen.2015.03.012
110. Subhani Z., Coleman K., Moore D., et al. A novel semi-automated direct lysis method for DNA recovery from live and spent 9mm ammunition. *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.*, 2019, vol. 7, iss. 1, pp. 269–270. DOI: 10.1016/j.fsigs.2019.09.120
111. Prasad E., Barash M., Hitchcock C., et al. Evaluation of soaking to recover trace DNA from fired cartridge cases. *Aust. J. Forensic Sci.*, 2020, vol. 53, no. 5, Id. 1757758. DOI: 10.1080/00450618.2020.1757758
112. Bille T.W., Fahrigh G., Weitz S.M., Peiffer G.A. An improved process for the collection and DNA analysis of fired cartridge cases. *Forensic Sci. Int. Genetics*, 2020, vol. 46, Id. 102238. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102238
113. Elwick K., Gauthier Q., Rink S., et al. Recovery of DNA from fired and unfired cartridge casing: comparison of two DNA collection methods. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2022, vol. 59, Id. 102726. DOI: 10.1016/j.fsigen.2022.102726
114. Milne B. *New wet vacuum touch DNA recovery system. CSEye*. The Chartered Society of Forensic Sciences, January 2016. 36 p. URL: <https://www.mvac.com/images/pdfs/cseyejanuary2016.pdf>
115. Garrett A.D., Patlak D.J., Gunn L.E., et al. Exploring the Potential of a Wet-Vacuum Collection System for DNA Recovery. *J. Forensic Identification*, 2014, vol. 64, no. 5, pp. 429–448.
116. Hedman J., Agren J., Ansell R. Crime scene DNA sampling by wet-vacuum applying M-Vac. *Forensic Sci. Int. Genet. Suppl. Ser.*, 2015, vol. 5, pp. e89–e90. DOI: 10.1016/j.fsigs.2015.09.036
117. McLamb J.M., Adams L.D., Kavlick M.F. Comparison of the M-Vac[®] Wet-Vacuum-Based Collection Method for DNA Recovery on Diluted Bloodstained Substrates. *J. Forensic Sci.*, 2020, vol. 65, no. 6, pp. 1828–1834. DOI: 10.1111/1556-4029.14508
118. Vickar T., Bache K., Daniel B., Frascione N. The use of the M-Vac[®] wet-vacuum system as a method for DNA recovery. *Sci. Justice*, 2018, vol. 58, no. 4, pp. 282–286. DOI: 10.1016/j.scijus.2018.01.003
119. Williams S., Panacek E., Green W., et al. Recovery of salivary DNA from the skin after showering. *Forensic Sci. Med. Pathol.*, 2015, vol. 11, no. 1, pp. 29–34. DOI: 10.1007/s12024-014-9635-7
120. Bardole DNA collection method. *M-Vac[®] Systems, Inc.* URL: <https://www.mvac.com/why-mvac/research/bardole-dna-collection-method>
121. McLaughlin P., Hopkins C., Springer E., Prinz M. Non-destructive DNA recovery from handwritten documents using a dry vacuum technique. *J. Forensic Sci.*, 2021, vol. 66, no. 4, pp. 1443–1451. DOI: 10.1111/1556-4029.14696
122. Morgan A.G., Prinz M. Development of Improved DNA Collection and Extraction Methods for Handled Documents. *Genes*, 2023, vol. 14, no. 3, Id. 761. DOI: 10.3390/genes14030761
123. Währen J., Kehm S., Allen M., et al. The DNA-Buster: The evaluation of an alternative DNA recovery approach. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2023, vol. 64, Id. 102830. DOI: 10.1016/j.fsigen.2023.102830
124. Neves C., Zieger M. "Total Human DNA Sampling" – Forensic DNA profiles from large areas. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2023, vol. 67, Id. 102939. DOI: 10.1016/j.fsigen.2023.102939
125. Caraballo N.I., Mendel J., Holness H., et al. An investigation into the concurrent collection of human scent and epithelial skin cells using a non-contact sampling device. *Forensic Sci. Int.*, 2016, vol. 266, pp. 148–159. DOI: 10.1016/j.forsciint.2016.05.019
126. Plaza D.T., Mealy J.L., Lane J.N., et al. ESDA[®]-Lite collection of DNA from latent fingerprints on documents. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2015, vol. 16, pp. 8–12. DOI: 10.1016/j.fsigen.2014.11.011
127. Zieger M., Defaux P.M., Utz S. Electrostatic sampling of trace DNA from clothing. *Int. J. Legal. Med.*, 2016, vol. 130, no. 3, pp. 661–667. DOI: 10.1007/s00414-015-1312-1
128. Meakin G., Jamieson A. DNA transfer: Review and implications for casework. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2013, vol. 7, no. 4, pp. 434–443. DOI: 10.1016/j.fsigen.2013.03.013
129. Kanokwongnuwut P., Kirkbride P., Linacre A. Detection of latent DNA. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2018, vol. 37, pp. 95–101. DOI: 10.1016/j.fsigen.2018.08.004
130. Champion J., Kanokwongnuwut P., van Oorschot R.A.H., et al. Evaluation of a fluorescent dye to visualize touch DNA on various substrates. *J. Forensic Sci.*, 2021, vol. 66, no. 4, pp. 1435–1442. DOI: 10.1111/1556-4029.14695
131. Kanokwongnuwut P., Kirkbride P., Linacre A. Visualising latent DNA on swabs. *Forensic Sci. Int.*, 2018, vol. 291, pp. 115–123. DOI: 10.1016/j.forsciint.2018.08.016
132. Linacre A. Latent DNA: "seeing" the location of DNA. *Judicial Officers' Bulletin*, 2019, vol. 31, no. 3, pp. 23–24.
133. Kanokwongnuwut P., Kirkbride K.P., Linacre A. An assessment of tape-lifts. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2020, vol. 47, Id. 102292. DOI: 10.1016/j.fsigen.2020.102292
134. Krosch M.N., McNevin A., Cook J., et al. Fluorescent dye-based detection of trace DNA on forensic tapelifts from worn shirts. *Australian J. Forensic Sci.*, 2021, vol. 53, iss. 4, pp. 419–430. DOI: 10.1080/00450618.2019.1711177

135. Cook R., Mitchell N., Henry J. Assessment of Diamond™ Nucleic Acid Dye for the identification and targeted sampling of latent DNA in operational casework. *Forensic Sci. Int. Genet.*, 2021, vol. 55, Id. 102579. DOI: 10.1016/j.fsigen.2021.102579
136. Hughes D.A., Szkuta B., van Oorschot R.A.H., Conlan X.A. "Technical note": Optimisation of Diamond™ Nucleic Acid. Dye preparation, application, and visualization, for latent DNA detection. *Forensic Sci. Int.*, 2022, vol. 330, Id. 111096. DOI: 10.1016/j.forsciint.2021.111096
137. Young J.M., Linacre A. Use of a spray device to locate touch DNA on casework samples. *J. Forensic Sci.*, 2020, vol. 65, iss. 4, pp. 1280–1288. DOI: 10.1111/1556-4029.14304
138. Kanokwongnuwut P., Kirkbride K.P., Linacre A. Detecting latent DNA in wildlife forensic science investigations. *Science & Justice*, 2020, vol. 60, iss. 4, pp. 358–362. DOI: 10.1016/j.scijus.2020.02.001
139. Deliveyner N., Cassey P., Linacre A., et al. Recovering trace DNA from the illegal wildlife trade. *Forensic Sci. Int. Animals and Environments*, 2022, vol. 2, Id. 100040. DOI: 10.1016/j.fsiae.2021.100040

Contacts: *Petrov Dmitriy Grigor'evich*,
dimoon88@mail.ru

Article received by the editorial office on 10.09.2023

INTRODUCTION

Following the announcement in 1997 of the possibility of obtaining a DNA profile from fingerprints, intensive research began on the applicability of existing and the creation of new methods for collecting biomaterials from the surfaces of objects found at crime scenes (including tools, knives, cars, firearms, food, bedding, condoms, lip products, wallets, jewelry, glass, leather, paper, cables, windows, doors, and stones) [1]. The ultimate goal of these studies — identification of the person present at the crime scene — is achieved as a result of a multi-stage procedure, including the sequential implementation of the following processes: extraction of biomaterial → transportation to the laboratory → DNA extraction → STR DNA typing → interpretation of results (comparison with existing forensic DNA databases [2] or with DNA profiles of crime suspects or victims of crimes, terror attacks, and accidents).

During the first decade of research, automated extraction systems were developed to speed up and simplify analysis: the DNAIQ™ system (Promega Corporation), the Maxwell 16 robotic system (Promega Corporation), the PrepFiler™ (Applied Biosystems), and the AutoMate Express™ Forensic DNA robotic system (Applied Biosystems). [3]. In addition, already in 2011, the first integrated automated systems for forensic STR genotyping were demonstrated, performing all stages of analysis — from introducing a swab with a sample to obtaining the results of STR analysis — RapidHIT™ 200 (IntegenX) and the ANDE system (Accelerated Nuclear DNA Equipment) for quickly obtaining STR profiles from tampons with applied buccal cells [4, 5]; in 2010, the first, and in 2012, an improved version of the fully integrated microfluidic analyzer of the modular type MIDAS appeared [6, 7]. Currently on the market there are full-cycle genetic analyzers ParaDNA (LGCForensics), RapidHIT 200 and RapidHITID (Thermo Fisher Scientific), ANDE 6C [5, 8, 9]. (RapidHIT 200 and RapidHITID analyzers have been tested in Russia, and their use in forensic practice for DNA identification has been recognized as appropriate [10]). Rapid DNA testing equipment can be used outside of traditional laboratories, such as in police station settings [8], but these instruments were originally developed for the analysis of oral buccal cell swabs to speed up the processing of comparative samples associated with criminal cases. Such samples can be assumed to contain relatively large amounts of DNA, and some attempts to expand the range to smaller amounts of DNA or mixtures have had varying degrees of success [8]. The authors of the review [5] assessed that existing systems work well when using single-source buccal cell swabs, but for more complex samples, the success rate of obtaining a complete DNA profile is

too low, and there is still no portable device that performs all the necessary stages for rapid analysis of real "dirty" samples directly at the crime scene. DNA testing with existing analyzers, while providing savings in analysis time and reducing its labor intensity, is less sensitive than traditional laboratory analysis [5, 8]. This circumstance indicates the even greater importance of developing and selecting the most effective methods for collecting samples, the primary role of which in the field of forensic DNA analysis is emphasized in the work of J.M. Butler [11] concluded on the importance of good evidence collection (in close collaboration with crime scene investigators) and the need to understand that DNA testing using even the best technology is only as good and convincing as the sample collected.

One of the existing problems in the analysis of contact DNA is its low content in some collected samples. The amount of extracted DNA varies over wide ranges: from 0 to 170 ng, depending on the type of surface, duration, and type of contact [12]. The work [13] shows that this amount can be extremely small (from less than 100 pg to several hundred pg) and depends not only on the amount of DNA left by touching the surface, but also on the extraction methods used. DNA losses during these stages, according to various authors, can range from 56% to 77% [14], ~39% [14, 15], from 20% to 80% [16], and the prerequisite for these losses is the choice of method of collecting samples from the surface of the substrate [16]. Therefore, research conducted over the last decade has been aimed at identifying the main factors influencing the efficiency of biomaterial extraction and comparatively studying the performance of different methods, assessed by the amount of DNA extracted and/or by STR typing data. The research is based on model experiments, including the preliminary application of fingerprints (with the involvement of volunteers) or stains of biomaterials (blood, sperm, saliva) on surfaces of various types (smooth, grooved, porous, etc.).

Additionally, another issue is that the sources of contact DNA are not completely understood and are still the subject of research and debate, but are thought to include corneocytes (snatched cells of the stratum corneum) or their components, nucleated epithelial cells from other parts of the body or body fluids, and extracellular/free DNA [12, 14]. This, in turn, makes it difficult to design and select an efficient method capable of extracting all forms of DNA.

In the real world, much of the DNA evidence comes from unknown biological sources and is latent (hidden), so two crime scene investigation strategies can be distinguished [17]:

- collection is carried out from the intended area or the entire surface of the object based on the judgment

of experts with experience in investigating crimes and collecting evidentiary evidence;

- identification of the desired locations allows you to speed up the collection of samples at the crime scene and reduce the labor intensity of the collection and analysis of collected biomaterials in laboratories.

This review discusses in detail numerous sample collection methods and devices used to extract contact DNA and biomaterial stains from various types of surfaces, and also outlines the main problems and directions of current research. The current and most experimentally validated approach to contact DNA imaging is summarized in the Conclusion section along with a list of literature published on this subject.

Note

In the English literature, the following terms are used for DNA extracted from fingerprints that remained on surfaces after a person touched them: Touch DNA, Trace DNA, Low-Template DNA, Contact DNA. For consistency, the term “contact DNA” or “DNA” is used below in the text (regardless of the form of existence, unless otherwise noted). A detailed discussion of the correctness and features of the use of terminology is carried out in [18].

METHODS AND DEVICES FOR COLLECTING BIOMATERIALS FROM SURFACES

Scraping method

The scraping method consists of scraping the surfaces of objects with a sterile scalpel or razor blade in areas with which the offender is believed to have had the greatest contact [19], as well as collecting visible dried blood stains or scrapings from the nails of crime victims if the exogenous biomaterial is clearly visible [20, 21] (in the latter case, a wooden tool is used). The method was also proposed to be used for extracting DNA from clothing items [22, 23]. Scrapings are collected on clean paper and placed either in an extraction tube or in a paper bag to be saved for analysis. The sample can be collected from a sufficiently large area (approximately equal to the size of the human hand), which increases the likelihood of extracting more DNA biomaterial [19]. The scraping method is ideal in situations where areas containing the offender's skin cells can be localized [19]. Scraping at crime scenes is not recommended due to the increased potential for contamination of evidence, sample loss in uncontrolled environments (e.g., wind or traffic [24]) and operator injury—it is more advisable to send items with contact DNA to the laboratory [19]. However, despite the fact that the method has been rated as one of the best for collecting contact DNA, its obvious disadvantage is its destructive nature [15].

Cutting method

The cutting method, like scraping, is one of the oldest methods of collecting biomaterials and, characterized by its simplicity and low cost, is used in the analysis of soft substrates such as textiles or paper — for example, DNA can be successfully extracted from cut sections of certain types of papers (newspaper, magazine, and filter paper) [17]. In the latter case, the result depends on the type of paper (the largest amount of DNA was extracted from magazine paper, and the smallest amount — 5 times less — from newsprint [25]). The method can be applied to items such as medical masks, toothpicks, brushes [26], has been used to extract contact DNA from tape edging and twisted wires in improvised explosive devices (IEDs) [27] and has been recommended for archived fingerprints [28]. The effectiveness of cutting as a DNA collection method has been demonstrated for fabric, thick and thin cotton ropes, and ropes made of polymers [29].

When it is necessary to extract contact DNA from soft tissue, direct cutting is assessed as the most effective method with a high evidence degree [3], however, its disadvantages include a narrow range of applicability (not every area of the object can be cut out) and its destructive nature [15, 17, 30, 31]. In addition, dyes present in tissues can inhibit PCR [22]. One of the limitations of using the method is the possible incommensurability of the size of the cut out area and the volume of the extraction tube, which can complicate further processing [19]. To avoid extraction, it was proposed to use the direct PCR method: for this, a small section of tissue (~2 mm²) or fibers was placed directly into a test tube or well of a plate with amplification reagents [32, 33]. However, in [34], which compares different methods for extracting contact DNA from clothing, it is rightly stated that if the location of the DNA biomaterial is invisible, it is very difficult to determine the area for cutting. At the same time, there is a problem associated with the analysis of a cut-out section of worn clothing - in this case, both the inner and outer surfaces are removed simultaneously, increasing the likelihood that the wearer's DNA will “flood” traces of foreign DNA [31] (an exception is the multi-layer structure of clothing [17]).

Swab-based devices

The term “tampon” (swab — in English literature) is used to describe the simplest collection device, consisting of a rod, to the end of which a synthetic or natural material is attached, forming the “head” of the device. Swabbing, the most common method for extracting biomaterials, is still one of the most studied methods for collecting samples from surfaces. The method of swab application appears to be extremely simple in conventional design: the swab is applied to

the surface and moved over the target area, ensuring maximum contact between the swab and the surface, and gently rotating the swab [1, 35] (after sample collection, the swabs are usually air dried to prevent DNA degradation).

For the manufacture of tampons, materials such as cotton, viscose (rayon), nylon, polyester (dacron), polyurethane, and sponge materials of various natures are used [36, 37]. In [36], three structural forms are identified: 1) a wound swab (made of cotton or viscose) is obtained by wrapping many fibers or one long fiber around a rod (handle); 2) to make a flocked tampon, short nylon threads are glued to the handle perpendicular to the surface; 3) soft-filled tampons are created by attaching muffs (“cushions”) of foam to the handle, which provides a more open structure.

Sponge swabs can effectively extract samples from porous surfaces due to their high absorption capacity. 4N6FLOQSwabs™ nylon flocked swabs [38, 39] were specifically designed to improve cell collection and release efficiency. The predominant use of cotton swabs, especially in routine examinations, is due to historical circumstances, as well as their cost-effectiveness and availability. They are noted to be preferable for collecting biofluids due to their enormous liquid absorption capacity, and in addition, they are inexpensive and — given the large quantities produced and used — more proven [40]. It should also be mentioned that cotton swabs are often used as a “reference” method when developing new methods.

A study of the effectiveness of using all types of tampons for the collection and subsequent extraction of pure DNA from tampons showed that all tampons capture DNA to varying degrees, which may depend more on the size of the head than on the tampon material, but the proportion of DNA isolated from tampons during subsequent extraction in all cases was below 50% [36]. This was particularly true for cotton swabs due to the fact that some conventional extraction methods were not very effective for extracting entrapped DNA [1, 41], and drying the swabs prior to extraction may reduce DNA release [1, 42, 43]. To improve the extraction efficiency of biomaterials, both new extraction techniques from cotton swabs [41, 44] and new types of swabs have been proposed. For example, X-Swab™ swabs (Diomics Corporation), made from a proprietary synthetic material, Diomat™, have been reported to dissolve under certain extraction conditions; In model experiments, this new material was shown to collect and release more DNA than 4N6FLOQSwab™ swabs [36, 45, 46]. Luna dissolvable tampons are made from cellulose acetate, have a fiber size of 0.2 microns (100 times smaller than the fiber size of conventional swabs), and, therefore, a larger surface area, are insoluble in water, detergents, ethanol, and most other solvents, but are completely soluble in chaotropic extraction reagents

[47] and are compatible with QiagenEZ 1, Thermo Fisher PrepFiler™ and Promega DNA IQ™ automated systems [48]. Puritan's self-impregnating large and small rectangular foam swabs, called mini-popules, contain a wetting agent (91% isopropyl alcohol with water) that releases after simple pressure on the handle and destroys the proprietary insulating layer, but other solutions can be used upon request in these mini-populas [49]. These swabs are compatible with robotic extraction systems and have high DNA extraction efficiency [35].

There are also systems on the market that include means for active or passive drying of swabs containing collected biomaterials during transport and storage. For example, ForensiX evidence collection tubes from Prionics AG contain a SafeDry desiccant along with cotton or nylon swabs, and the Sarstedt Forensic viscose swab transport tube from Sarstedt AG has a ventilation membrane that is permeable to water vapor [50, 51]. Copan produces both 4N6FLOQSwabs™ swab packaging tubes with an active drying system and the same swabs with fibers treated with an antimicrobial agent [39].

New design options for swabs are also being created. For example, the microFLOQ® Direct swab is a miniature version of the 4N6 FLOQSwabs® tampon developed by the French Gendarmerie and manufactured by Copan [52]. The swab has a small head (1 mm), treated with a lysis reagent, ideally matching the size of a microtube or wells of a 96-well PCR plate [52] and allows direct amplification and DNA profiling without an extraction step [39, 53–55]. The micro-swab device, similar to a fountain pen, is designed to extract biomaterials from hard-to-reach places such as gun triggers, the spaces between keys on computer keyboards, and the like. [56]. This device includes a PCR tube containing a swab and a detergent that enhances DNA extraction from fingerprints. The emergence and implementation of new technologies (for example, 3D printing) [37] will further expand the range of such devices.

The sheer number of actively advertised competing brands and variations of tampons makes it extremely difficult to choose the best option for a specific use. First of all, this can be attributed to the task of collecting contact DNA, because the complex and not yet fully understood nature of the latter makes it difficult to identify the primary influencing factor from a variety of existing ones, such as swab head size, fiber design and type, static electricity of the dry swab, swab wetting solution, operator performance, and drying system [57]. The work [42] advised looking for a swab from which the collected DNA is most easily extracted, and testing different combinations of swabs and extraction methods. According to the authors [57], it is useless to select a swab that collects a lot of

DNA if its degradation and loss occur during storage or extraction.

According to their focus, research on choosing the best tampon, in our opinion, can be conditionally divided into comparative, having a purposeful service value, and “procedural”. The most numerous is the first group of studies.

According to their focus, research on choosing the best tampon, in our opinion, can be conditionally divided into comparative, having a purposeful service value, and “procedural”. The most numerous is the first group of studies.

Comparative studies based on the evaluation of the results of single-factor experiments, varying only different types of tampons or surfaces, or biomaterials, allow us to draw conclusions that may not apply to other, different experimental conditions. This is evidenced by the lack of consensus on the best type of tampon (e.g., cotton or nylon), with different authors recommending different tampons or stating no difference at all [40]. The inconsistency of judgments about the “best” type of tampons was also noted in [58]. Having assessed the effectiveness of collecting contact DNA with different swabs from many typical objects found at crime scenes, the authors of [59] concluded that it is impossible to indicate a single option - the optimal choice should be made depending on the type of surface. In the case of rough and porous wood surfaces, a foam swab has been shown to maintain integrity, while other swabs become soggy, increasing the likelihood of DNA evidence being lost. When collecting samples from smoother surfaces, polyester or cotton swabs may be more effective [59]. The efficiency of DNA collection may depend on the type of biomaterial: it was found that while the recovery of cotton swabs and BioSafe[®] swabs from blood stains did not differ significantly, the BioSafe[®] swab recovered more DNA of better quality in the case of contact DNA [60].

In general, the main trend in comparative studies can probably be stated as a transition from “academic” studies of the effectiveness of using different types of tampons on model surfaces to studies with the greatest possible approximation to real conditions and with the involvement of police department and forensic laboratory employees in obtaining and evaluating the results [40, 57, 58]. [40] compared the performance of 5 certified (ISO 18385) swabs (ForensiX 9021040 and 9022015 (cotton); Bode SecurSwab 2 (cotton); Copan 4N6 FLOQSwabs[®] (nylon); Sarstedt 80.629 (viscose) when collecting samples at crime scenes without preliminary recommendations on the collection procedure. As a result of testing 500 tampons of each type with the participation of 42 employees who regularly worked with this type of device, 3 options were rejected for various reasons, and tampons made of cotton (ForensiX 9022015) and viscose (Sarstedt 80.629)

were recognized as optimal. It is concluded that tampon selection should be made based on a holistic approach, taking into account all aspects of use, including assessment of the tampon handle (length, strength, flexibility), the size of the tampon tubes, the technology used, and the experience of the staff, so it may not be sufficient to make comparisons only in laboratory conditions, and the procedure for using tampons should be given first place when ranking influencing factors, [40].

The second group of studies aimed at a specific choice for official purposes should apparently include works [57, 58], in which the best (maximally acceptable) tampon is purposefully selected from several, based on the needs, experience, and working conditions of one’s own laboratories with the participation of both police units and forensic genetics laboratories.

“Procedural issues”, including the choice of wetting media, an assessment of the effectiveness of using a single tampon or their combination, and a description of the tampon wiping technique itself, are, in our opinion, among the least studied and currently the most controversial.

Initially, the classic method for collecting contact DNA and biomaterial stains was to use single cotton swabs pre-moistened with water [61], which was considered the preferred medium [42], although 0.01% sodium dodecyl sulfate (SDS) or isopropanol [1] was sometimes used. Because some surfaces have proven to be more difficult to sample than others, it has been suggested that different media should be used for different surfaces [1]. However, such multifactorial experiments have not yet been carried out, and the studies were mainly of a highly specific nature. Thus, cotton swabs soaked in lysis buffer (LB) were employed to identify IED manufacturers using DNA extracted from fingerprints on packaging [62]. A detailed and earliest study of the effect of different wetting media on the collection of contact DNA from glass slides was carried out in [63]. Of the seven liquids, including water, and commonly used laboratory detergent solutions, and commercial cleaning products, the greatest effectiveness was found when using LB, TritonX-100 solution, and SDS solution concentrated up to 2%. Taking into account the fact that lower concentrations of SDS are regularly used in laboratories, a 2% solution of the latter is considered optimal from the point of view of practical use [63]. In order to evaluate the conditions for maximizing the amount of DNA collected from IED components, the effect of 4 types of swabs and 6 wetting media (water, phosphate-buffered saline (PBS), ethanol, SDS, isopropanol, and LB) [64] on DNA release was studied. It is concluded that there is no single best brand of swab or best wetting agent: for Puritan swabs, the highest DNA yield was obtained using water, ethanol, or LB, while the best results for Bode SecurSwabTM swabs

were achieved with PBS or SDS, and the EOswab swab collected the greatest amount of DNA being wetted with isopropanol. In work [28], when collecting DNA from archived fingerprints, the effectiveness of reagents such as TritonX-100, 2% SDS, and 91% isopropanol was noted, but LB in combination with proteinase K was recognized as the best composition. Its advantage was the ability to lyse cells starting from the collection moment, which should increase the DNA yield and the success of STR amplification [28]. An assessment of the influence of the composition of 6 media on the extraction of contact DNA from glass surfaces showed that wetting swabs with a 2% SDS or PBS solution can significantly improve DNA yields [65]. The work [65] also noted problems that arise when using detergents in real conditions: the formation of foam with an SDS solution and the high viscosity of the TritonX-100 detergent, which makes dilution to the required concentration difficult, as well as their unavailability in the form of ampoules and the need for dilution, which reproducible performance can not be guaranteed by operators. On the contrary, water is acceptable for wetting and is available in ampoules [65], which may probably explain its predominant use up to the present day.

The options and conditions for using tampons are currently varied. As already mentioned, initially a single cotton swab moistened with water was used to collect samples of contact DNA and stains on surfaces, but the efficiency of extracting saliva stains from human skin and contact DNA from office supplies (computer mice, etc.) increased with the sequential use of two swabs (wet and dry) [61] has led to the so-called “double swab” method becoming a common method for collecting cellular material from surfaces [1]; [66, Ch. 1, pp. 1–27]. The method is justified by the difficulty of ensuring a reproducible degree of moisture in each swab, whereas the use of a first thoroughly wetted swab and a second dry swab standardizes the collection method in addition to increasing DNA yield [61]. In addition, a wet swab does not capture all the biomaterial from the surface, extracting, in many cases, less than half of the material, so either multiple swabs (combined during extraction) or a double swab method can be used [1]. In some situations, such as the extraction of contact DNA from firearms, the use of multiple swabs has been found to be beneficial to increase DNA recovery, but this increases the likelihood of contamination [67].

While questioning the validity of using a double swab, the authors of [68] evaluated the feasibility of using a second dry swab, believing that using only one swab would greatly simplify sample collection and laboratory extraction at the crime scene. It was found that for non-absorbent surfaces (window glass, steel, brass, synthetic leather, and ribbed plastic) stained with saliva, the first wet swabs secured significantly

higher DNA yields compared to the second dry swabs, and the second wet swabs recovered more DNA than the second dry swabs. It is concluded that ideally every forensic laboratory would conduct tests to test whether double swab wiping is superior to single swab wiping. It is recognized, however, that in the case of some difficult surfaces, double swabbing may still be preferable [68].

In addition to the combination of wet-dry swabs and wet-wet swabs, the applicability of other options was assessed. For example, when collecting DNA samples from the surface of documents, the dry-dry swab combination was as effective as the double swab method [69]. The combinations of dry-wet swab and wet-dry swab gave similar results when extracting DNA from a grooved surface [70]. The work [43] reports the use of a wet-dry tampon pair (in this case, water is applied to one side of the tampon, leaving the other side dry). It has been shown that a (double wet-dry) swab when extracting contact DNA from a glass surface gives better results than a wet-dry swab but it depends on the size of the collection area [43]. The work [71] noted that recently such options as double wet – wet swab and single wet – dry have been used, and in the case of tiles, the method of one wet or wet – dry swab ensured maximum DNA extraction.

In addition to the composition of wetting solutions and options for combining tampons, the wiping technique itself has a huge impact on the final results. The description of wiping until recently was very approximate: the surface was wiped for ~ 15 s, using moderately strong pressure and circular movements; in this case, the tampons were rotated around their long axis so that all sides of the tampon were in contact with the surface [61]. [1] specified that it is necessary to repeatedly move the wetted swab with some pressure and rotation to collect from the entire surface (wiping the intended contact area that is smaller or larger than the actual area will mean that part of the sample will remain uncollected).

Considering that the method of wiping with swabs has been studied only at a superficial level, the authors [72] assessed the quality of the collection of saliva stains on various types of surfaces by analyzing the individual methods of swab application by experienced employees. Of the 5 key factors that can influence DNA yield, when using cotton swabs, two decisive factors have been selected: holding the swab at an angle of ~60° to the surface and rotation. Samples were collected by moving the swab according to the slalom pattern described in [73, Fig. 2] for microbiology: twice over the area, the second time perpendicular to the first direction of movement, maintaining constant pressure and angle between the tampon and the surface. It should be noted that in microbiology a slightly different scheme is also used: the swab is held at an angle of ~30° relative to the surface, and the

third (optional) stage can be performed with a change in the direction of movement by 135° [74]). The authors of [72] concluded that: 1) the efficiency of DNA extraction is determined by the skill of the employee and the compatibility of the swab with the surface; 2) 13 different swabs made of 4 materials (cotton, flocked nylon, small foam, and large foam) provided equal DNA yields for smooth surfaces, but in the case of an absorbent wooden surface, greater DNA recovery was achieved using large foam swabs; 3) the creation of specialized protocols based on factorial experiments allows you to increase the yield of DNA and reduce the variation of results [72], which differed by 3 times in a group of 10 experienced operators when collecting saliva stains on window glass [68].

The influence of the type of substrate and operator experience on the efficiency of contact DNA collection was previously concluded by the authors [75]. Recent work has also demonstrated that different operators obtain widely varying results when collecting samples [57, 58], confirming the need for detailed studies [57], and the procedure itself should be ranked first when ranking influencing factors, [40], as the convenience and skill of using a swab have a direct impact on the results of DNA extraction [40]. These findings regarding the importance of considering the practicalities of swabbing are consistent with the assessment made much earlier in [1] for some manual methods: although swabbing appears to be a simple and straightforward method, training for future operators demonstrates how easy it is to collect samples incorrectly. Inadequate training coupled with a lack of competent testing and monitoring of individual collection techniques could radically limit success rates [1].

Finally, it is worth mentioning the widespread use of swabs made of different materials to detect contamination with nucleic acids in clinical and research laboratories (on the surfaces of instruments, tables, personal belongings of staff, etc.), which was regularly performed in the past and has become especially relevant during the COVID-19 pandemic. For this purpose, different types of swabs were used, for example, nylon (certified) 4N6FLOQSwabs[®] Crime Scene, used in forensic science [76], polyurethane (Cleansafe Labs, South Africa) [77], cotton (Selefa, OneMed, Sweden) [78], domestic viscose tampons "Tampon-probe" (MiniMed, Russia) [79]. The use of swabs on the International Space Station for microbiological monitoring of internal surfaces has previously been reported, but problems such as the need to use water, the potential for injury if the handle breaks during sample collection, and the difficulty of collecting from curved surfaces have been identified [80]. In addition, the multiplicity of stages in the sample collection protocol was identified as a problem, and it was concluded that it is necessary to use devices with

a simplified procedure for collecting biomaterials [81].

According to the authors [35], the concept of a "model swab" is a matter of choice based on cost, existing experience, efficiency, characteristic established methods, and compatibility with equipment features, but the decisive factor determining the most effective device is the substrate on which it will be used. [35].

LIFTING WITH ADHESIVE TAPE

Since its introduction in the early 2000s, the duct tape lift has been recognized as an effective sample collection method in forensic biology [82] and is becoming a formally established procedure for the collection of textile biomaterials from human skin, hard surfaces in vehicles, and other items at crime scenes [22, 35, 83]. The use of mini-tapes has been evaluated as an easy and quick method in cases where minor biological evidence is recovered at the scene and in the laboratory [22]. The method is easy to use and consists in pressing the adhesive side of the tape once or repeatedly onto the target surface, which allows you to collect and accumulate most of the newly applied material [1]. For example, the cycle of pressing and lifting the tape when collecting cells from human skin areas was repeated up to 8 times until it became clear that the tape no longer adhered to the surface [84] (sample collection efficiency usually increases when using the tape from 1 to 8 times but decreases as the number of cycles increases to 16–64 times [85]). After collecting the samples, the tape is cut into pieces and placed in an extraction tube.

An important factor influencing cell collection and DNA profiling is the adhesiveness of the tape: a large amount of adhesive can technically complicate the profiling process, while tapes with a smaller amount capture significantly fewer cells, for example, when in contact with human skin [86]. Based on the results of a study of two tapes (Scenesafe Fast and Scotch Magic), it was recommended to use tapes with higher adhesiveness (like Scenesafe Fast tapes) [85]. [87] compared commercial tapes S183 (low tack) and S-Hold (high tack) in terms of the quality of STR profiles and the efficiency of DNA extraction from various materials encountered in real-life conditions. The highest tack tape, S-Hold, recovered comparable or greater amounts of DNA than the low tack tape, but the STR profiles obtained with tape S183 were of noticeably better quality. This could be explained by the presence of inhibitors collected by the S-Hold tape. According to the authors of [87], the results confirm that the high adhesiveness of the tape is not always preferable because the low tack S183 tape effectively extracted cellular material from the surface of porous substrates and avoided the transfer of PCR inhibitory substances.

In general, the advantages of using adhesive tapes include less recovery of amplification inhibitors (e.g., dyes) from substrates compared to other collection methods [1, 17, 88], but tapes can collect loose fibers from some types of fabrics (e.g., flannelette) [85] and the extraction process is problematic due to the stickiness, viscosity, rigidity, and size of the tape [17, 30, 82]. Using a high adhesive tape (Scenesafe FAST™) as an example, it was shown that the choice of extraction method affects the efficiency of DNA extraction [89]. To improve and simplify the extraction process, various strategies have been proposed: using adhesive tape that dissolves in the extraction buffer [84], wiping the tapes with swabs with an organic solvent and extracting from these swabs, leaching the tape in the buffer and removing it before automatic extraction, and changing the composition of the lysis buffer [82].

[87] noted that the success of adhesive tapes is set by the balance between biomaterial capture and compatibility with subsequent extraction. Pointing out the problems associated with extraction from adhesive tapes, the author [19] considered it necessary to have a validated laboratory procedure for extraction that removes the adhesive without affecting DNA yield. The complex extraction process can make it difficult to interpret the results; therefore, in the absence of an alternative to adhesive tape, the authors [30] recommend using direct PCR for analysis.

Descriptions of the advantages and disadvantages of using adhesive tapes in published works are often inconsistent. Thus, tape lifting allows the collection of samples from larger surfaces compared to cutting [83], which increases the likelihood of extracting more cells [19], but in the case of large surfaces, the collection process can be labor-intensive and tedious and requires the use of many strips of tape, which creates difficulties at the next stages of sample processing [1, 35]. The method is considered to be non-destructive and rapid, is considered the preferred option for porous surfaces [30, 70, 90] and has been adapted for successful extraction of contact DNA from grooved metal surfaces [35]. At the same time, it was noted that the method is unsuitable for collecting extracellular (free) DNA from non-porous surfaces and only facilitates the collection of corneocytes containing a smaller amount of DNA [17, 30].

Adhesive tape does not transfer the entire volume of DNA: when used on a non-porous surface, up to half of the DNA can remain on it, and when extracted from an archived print, less than half of the available DNA is found on the adhesive side of the tape [91]. UV irradiation of tapes, used in laboratories before their use to ensure the absence of foreign DNA [19], can lead to changes in the properties of some non-specialized (not “branded”) tapes - both to the loss of stickiness of some tapes and to a strong increase in the

stickiness of other tapes, making their use difficult [92].

Early works noted that tape sampling was an ideal method in situations where an area on an object could be identified that most likely contained skin cells from a suspect [19]; in real conditions, the location and size of this area were set individually for each object based on the researcher’s experience [88]. It is noteworthy that sheets with an adhesive layer were previously used on the International Space Station to collect microorganisms from internal surfaces, and their advantage over tampons was said to be a lack of need to be wetted with water before use [80, 81].

PAPER BASED DEVICES CARRIERS

In a method called “PCR squares”, instead of a swab, a square of sterile filter paper (~3 mm²) moistened with water was used to wipe the surface using a wooden rod [70]. Its advantage was that it contained less carrier and was therefore preferable for collecting samples inside small spaces and for extraction. For screening samples with low contact DNA content, a special device (“PE-Swab”) has been developed, consisting of a strip of filter paper, a holder, and a clamp. After collecting the sample, sections (2 mm²) were cut out of the strip and added directly to PCR reagents for direct amplification [33, 93, 94]. In [55], 3 mm Whatman™ Grade1 cellulose filter paper discs were used for direct amplification to collect contact DNA. Pieces of absorbent paper (“absorbent towel”, Kimtech) moistened with 70% ethanol extracted cells from dried blood stains on a variety of surfaces better than a cotton swab moistened with water [95, 96].

The use of specialized paper media – FTA cards (Whatman™ FTA™ cards) – as a “paper scraper” for collecting contact DNA has also been described [15, 30, 97, 98]. The collection of contact DNA by this method was first performed in 2004 to identify a criminal using fingerprints on the surfaces of the steering wheel, handbrake, and gear lever of a car [97]. A study of the efficiency of extracting contact DNA from a car steering wheel using several methods showed that the use of an FTA card as a scraper gave a significantly higher DNA yield compared to the double swab and adhesive tape lifting method [98]. The authors of [98] explain the effectiveness of using the FTA card because of its larger surface area and chemical composition, which ensure better DNA preservation, extraction. The advantage of the method is its applicability in cases where the exact location of contact DNA is unknown or a small amount of DNA is scattered throughout a large surface. The use of FTA cards as a “paper scraper” is evaluated as a potentially very promising method, which requires studies of its application on different materials [30].

SAMPLE COLLECTION SYSTEM USING OMNI-MATRIX

The new Omni-Matrix™ K105 (Gene Link) system is designed for fingerprint sample collection and has significantly outperformed the best swab on the market (PurFlock® Ultraswab) [99]. The use of Omni-Matrix™ K105 solution is a new collection method in which the solution is sprayed onto the surface of non-porous evidence and, after drying, forms a film that captures the biomaterial. The film is scraped into a test tube and dissolved in the extraction buffer, because the matrix is compatible with commercial extraction kits. Theoretically, the advantages of Omni-Matrix™ K105 solution are increased DNA yield, reduced risk of contamination, and a simple extraction protocol. A practical application study was carried out at the New York University College of Criminal Justice when working with objects such as knives, spent cartridges, and plastic cards [100]. Model experiments have demonstrated successful collection of contact DNA with high yields of total DNA and good DNA profiles, but scrapings may be difficult to obtain on textured surfaces (gun handles), and, in the case of wooden objects, partial scraping of the wood may occur, complicating extraction. In addition, collecting contact DNA from large surfaces increases the volume of extraction reagents and complicates the extraction process.

GEL LIFTING

To extract DNA from surfaces, it was proposed to use gelatin gels, which were originally intended for taking prints (fingers, shoes, pressed text on paper), recording the nature of bullet holes, traces of paint, etc. Gelatin lifters are produced by a number of companies (for example, BVDA and FOMA [101, 102]) in the form of a three-layer structure consisting of a base, the gelatin gel layer itself, and a protective layer that is removed before use, and are available in three options: transparent, white, and black [101, 102]. The principle of application is similar to the use of adhesive tapes, however, gelatin gels can be used at temperatures not exceeding 40 °C, because the gelatin layer melts in the temperature range 40-45 °C [101].

One of the motives for using these gels was the desire to increase the information content of fingerprint analysis, i.e., extract DNA without severely damaging the fingerprints. A comparison of the efficiency of several methods for extracting DNA from different surfaces most commonly tested at crime scenes showed that gelatin gels retained some fingerprint detail better than adhesive tapes [103]. Gelatin gels produced more detectable DNA from glass and paper surfaces, but were inferior to adhesive tapes for stainless steel and textured plastic. Disadvantages of gela-

tin gels include poor reproducibility and the possibility of contamination [103]. In general, gels have been shown [96] to be effective methods for extracting DNA from fingerprints and cause the least damage in the case of textured polypropylene, paper, and varnished wood [23]. The appropriate gelatin gel to use depends on the evidence being collected and the previous processing of the prints: for example, clear BVDA gels are recommended for prints that have been treated with powder enhancements, and black gels for untreated prints [104]. The flexibility of the gels ensures the maximum possible contact when applied and pressed to an object, which allows them to be used when examining uneven surfaces, however, it should be borne in mind that when extracting DNA with gels from enhanced fingerprints, the most effective way to isolate DNA from gels is to wipe the gels with swabs and extract DNA already from them [104].

Due to existing problems with DNA extraction from gelatin gels, [105] developed a direct extraction protocol from clear BVDA® gels using a proteolytic process followed by organic extraction. It has been shown that more than 80% of the DNA from a fingerprint is transferred into the gel, but with white and black gelatin gels there have been problems in obtaining high quality DNA, presumably due to the inhibitory effect of the staining agents. The authors of [105] recommended using wiping with swabs followed by DNA extraction from the swabs to isolate DNA from gels.

After a comparative study of black gelatin gels and masking adhesive tape, [106] concluded that gels could be considered as a potential method for collecting DNA at crime scenes and as an evidentiary factor. To avoid extraction problems in studies, visualization of the collected cellular material using a Diamond™ fluorescent dye and imaging system [106] was used to evaluate the effectiveness of black gelatin lifters.

To collect hydrophilic compounds (amino acids and DNA) from fingerprints, it has also been proposed to use hydrogels obtained by photo-polymerization of dextran-methacrylate solutions containing a polymerization initiator [107], but the application procedure is complex and multi-stage. The advantages of the method are the rapid release of the analyte in a buffer solution and the preservation of most of the prints on the original slide, however, the DNA yield ranged from 20 to 60% compared to the results obtained by wiping with cotton swabs, and was characterized by a large scatter of results, which indicates the need to optimize the method [107].

SOAKING METHOD

The soaking method, designed for the routine extraction of trace amounts of biomaterial (DNA) from cartridges, bullets, and casings, was developed at the

very beginning of the 21st century [108] and became known as the “Dutch method” [35]. The method is based on the fact that when the metal is immersed in a lysis buffer, most of the cells on the surface of the object are released or lysed, after which the remaining biomaterial on the surface is collected with a dry cotton swab (the buffer solution and the swab are combined during extraction). The soaking was carried out so that only the outer surface of the test object was wetted with the buffer, and the duration of contact was limited to 30 minutes in order to minimize oxidation and dissolution of the surface layer of the metal. (A detailed protocol and the results of its application in 616 criminal cases for the period from January 2003 to December 2009 were published in [108]).

The work [109] describes a modified version of the method created in the San Diego police laboratory: the use of an additive to the lysis buffer of proteinase K and an increase in the lysis temperature to 56 °C, which provides better yields and DNA profiles than wiping with swabs moistened with water. The work [110] revealed a semi-automatic direct lysis method using AutoLys tubes and showed (on the example of 9 mm combat and used cartridges) that the method extracted significantly more DNA, gave improved STR profiles compared to the double swab method, and did not affect the results of ballistic examination. An evaluation of the effects of firing, caliber, and metal composition on soaking results showed that firing reduced the amount of DNA recovered from cartridges, and less DNA was recovered from brass cartridges than from nickel plated cartridges [111].

The authors [35] consider the main disadvantages of the soaking method to be its applicability only for small objects, the likelihood of damage to microscopic grooves in the barrel bore, interfering with ballistic examination, the possibility of leaching of metal ions and pollutants, as well as the destruction of sweat and grease marks on the metal surface, which prevents subsequent fingerprinting.

A new device for collecting and transporting spent cartridges and a new method for extracting DNA from cartridges were proposed in [112]. This DNA extraction method, called “rinse-and-swab”, involves (instead of soaking) repeatedly irrigating the surface of the cartridge cases with a buffer solution with additives, wiping with two types of single swabs (foam and cotton) at different stages of irrigation. To reduce the destructive effect of copper on DNA, the irrigating solution contained, in addition to ATL buffer (Qiagen), bovine serum albumin, and the Gly-Gly-His tripeptide. The new method collected DNA from a single swab in 5 min, was easily adapted to the conditions of most crime laboratories, and provided an ~3-fold increase in DNA yield compared to the traditional double swab method [112].

In [113], the results of two methods — the soaking method modified according to [109] and the rinse-and-swab method—were compared for collecting DNA from cartridges and non-metallic substrates. Both methods were found to produce comparable results for cartridges, but the soaking method consistently produced more DNA than the rinse-and-swab method from non-metallic objects. Additionally, the DNA recovered from brass cartridges was only 16% of the DNA recovered from nickel-plated cartridges, and the average DNA yield from fired cartridges was reduced to 67% of the DNA yield from live cartridges. It was also noted that the results obtained when extracting DNA from cartridge cases may depend on the time they were stored, as well as the qualifications, skills, and experience of the analysts.

A comparative study of several methods for extracting DNA from non-metallic objects (nails cut from the hands of victims of attack) showed that the soaking method yielded a significantly larger amount of exogenous DNA than wiping the nails with a swab, and scraping came in last (due to losses during the collection of material) [20]. The advantage of the soaking method is the ability to obtain good results with a small amount of material being studied or invisible to the eye.

DEVICES FOR COLLECTING BIOMATERIALS BY VACUUMING METHODS

Wet vacuum

The M-Vac system, originally developed for the isolation of bacteria from food plants, began to be used to extract contact DNA from the surface of substrates. The possibility of its practical application was demonstrated in 2013 in solving several criminal cases by the police [114]. The patented collection method is based on a special design of a hand-held device that ensures the simultaneous performance of two procedures: irrigation of the target surface area with a buffer to release the biomaterial and simultaneous extraction of the buffer solution with the biomaterial under vacuum into a special container (followed by concentration of the extracted cells on a membrane filter).

A wet vacuum system (M-Vac[®] Systems, Inc., Sandy, UT) has been proposed to overcome the disadvantages of traditional methods: the small surface area from which material can be collected and the unknown location of the target site [115]. Model experiments involved collecting blood and semen stains on tiles, bricks, carpeting and cotton fabric. A manual collection device was placed perpendicular to the surface and then — sprinkling a buffer in a created vacuum — moved throughout the entire area under study, maintaining tight contact of the hand-held device with the surface. The collected solution was fil-

tered through a Millipore-Durapore 0.45 μm membrane filter, after which the filter with cellular material was dried, cut into small pieces, and analyzed for DNA content. The applicability of the method to these substrates was demonstrated, but noted that if the spot is visible, the method is overcomplicated, however, if the spot is suspected to contain a low concentration of cells, is on a rough surface, or is in an area that restricts movement, wet vacuum may be the ideal method [115].

The study of DNA yields using the methods of wet vacuum and wiping with a damp cotton swab when extracting saliva stains on a number of substrates gave the following results: 1) a significantly higher DNA yield when vacuuming wood; 2) comparable yields in the case of glass; 3) difficulties when collecting with a wet vacuum from an absorbent substrate (terry cloth); 4) dependence of the efficiency of vacuuming from non-porous surfaces on the type of surface [116]. It is concluded that the M-Vac system can collect larger biological stains than swabs, but the complexity of the procedure prevents its widespread use at crime scenes.

In a study conducted by the FBI, the wet vacuum method with the M-Vac[®] device was compared with wet cotton swab collection in the recovery of dried spots of diluted blood used as a model sample and applied to 22 substrates of varying porosity, including household items, building materials, and some surfaces inside the car [117]. The collected biomaterial was concentrated using a Nalgene[™] Rapid-Flow[™] two-stage filter unit with a 0.45 μm polyester membrane; DNA extraction was performed from a wet membrane. The wet vacuum method was shown to produce an average of 12 times more total (nuclear) DNA than a wet swab on 18 porous substrates. Moreover, the vacuum method successfully collected additional amounts of DNA on previously swabbed substrates. While both methods yielded comparable amounts of total DNA on two nonporous and two porous substrates, the yields obtained by both methods on a coarse abrasive substrate (cinder block) were generally lower than for other porous substrates. Possible reasons for this were: a higher speed of passage of the solution through the pores/holes than the speed of its absorption; “loosening” the cotton head of the tampon or breaking it off when wiping the abrasive surface of the cinder block. When collecting from absorbing substrates (dry, unpainted walls) using the wet vacuum method, optimization of the volume of irrigating liquid is necessary. These facts highlight the need to carefully evaluate substrate characteristics before selecting the optimal method for collecting biomaterials [117]. The authors of [117] conclude that wet vacuum can serve as an alternative method for collecting on porous substrates, however, from a practical point of view, the use of swabs is more convenient, simple,

and inexpensive: the initial cost of implementing a wet vacuum system was estimated at \$43 000–45 000, and the cost per sample was ~\$90 compared to < \$15 for a swab (at 2019 prices). Therefore, swabbing remains the preferred method of collection on flat, smooth or non-porous surfaces because both wet swab and wet vacuum methods have similar efficiencies for collecting blood on glass and wood countertops [117].

In addition, as found experimentally in [118], when using the M-Vac system, extracellular (free) DNA is lost at the filtration stage — filtration occurs based on particle size in a 0.45 μm polyethersulfone membrane, so smaller cell fragments and/or free DNA can easily pass through the membrane. Disadvantages are also the large volume of the collected solution (sometimes > 200 ml), which does not allow direct extraction, bypassing the concentration stage, a high risk of contamination during filtration at the crime scene, and the possibility of osmotic lysis of cells during transportation to the laboratory (due to the lower ionic strength of the buffer) with the release of intracellular DNA, which will be lost during filtration [118].

The work [119] studied the effectiveness of using wet vacuuming and wiping the surface of the skin with a swab on some areas of the body of a victim of a sexual attack (after the victim had taken a shower), using saliva as a model biomaterial. No statistically significant difference was found in the amount of DNA isolated by both methods on the same site of the victim's body, and it was concluded that additional research is needed to evaluate the ability of the M-Vac system to collect biomaterial from a much larger area than using swabs, and thereby justify the use of this expensive system [119].

The Bardole method

The method was developed by Francine Bardole (a former police officer) in collaboration with M-Vac Systems, Inc., named after him, and is considered to be a state-of-the-art method aimed at collecting DNA from small evidence items that are difficult to sample (cartridge casings, rings, keys, bomb fragments, nail clippings) [35, 120]. The method is relatively simple, fast, and increases DNA yield to an extent unattainable by wiping with a swab because it allows you to extract cells even from small irregularities on the surface. The main steps of the process include introducing the evidence into an M-Vac bottle containing a sterile buffer; mixing the contents using a vortex to wash away the cells; adding the solution to a membrane filter cup with a pore size of 0.20 or 0.45 μm and filtering under vacuum, followed by DNA extraction from a wet or dried filter cut into pieces using a standard protocol [35, 120].

Dry vacuum

The dry vacuum method has been proposed as a non-destructive method for extracting DNA from the surface of handwritten documents while preserving the written text and latent fingerprints. The home device consisted of a glass pipette with a wet swab inserted into its narrow end and connected to a benchtop vacuum source via a rubber hose [121]. The advantage of the method is the ability to collect biomaterial from a large surface without knowing exactly where the prints are located. The applicability of the method for different types of paper (copier paper, note paper, bank deposit documents, magazine pages, and manila paper envelopes) was studied. The method allowed the collection of DNA, but the amount of DNA was sufficient for STR typing only in the case of ~50% of manila and note paper samples [121]. Some important details for the successful application of the method are noted: the ends of the pipettes and the handles of the tampons must be carefully trimmed; the collection efficiency is influenced by the trajectory of movement along the sheet and the suction speed, as well as the tightness of contact of the tip to the surface; the output DNA concentration depends on the size and structure of the substrate (less efficiency was observed for thick papers such as cardboard). In addition, not all types of swabs are compatible with this method, and to achieve greater efficiency, it is better to choose an area with a visible fingerprint [121].

[122] studied the possibility of extracting DNA by this method from single fingerprints on carbon and manila paper using two types of pipettes (glass and plastic). The results confirmed the applicability of dry vacuum in combination with extraction in the Chelex-Tween system.

The authors of [123] created a “home” device, DNA-Buster, and assessed its ability to extract contact DNA from a number of items commonly examined at crime scenes. For ease of use, the device is designed to look like a regular vacuum cleaner with the size and weight of a cordless screwdriver. The filter tip of the pipette, which is used to collect biomaterial, is connected to a vacuum source through a hose. The design of the insertion end of the filter has been found to be a critical factor—the ideal filter tip should provide high airflow rates. The DNA-Buster has been found to be suitable for collecting DNA from textiles, but is inferior to the swab method for collecting samples from stone or tile surfaces, and, in the case of wood, to lifting with adhesive tape. The advantages of the device are its light weight and portability, allowing access to niches, corners, and limited spaces [123].

The work [124] presents a method based on the use of a vacuum cleaner and a special filter cartridge to effectively collect DNA (in the form of skin cells) from large surfaces (the floor of a room), which

makes it possible to obtain information about all people present in a certain place. Even the first application of the method in real conditions (robbery scene) allowed the police to establish a connection between the suspect and the crime scene, however, the need to analyze up to 50 filter fragments using multiplex PCR and determine the profiles of all people who were at the crime scene significantly increased the cost of the study [124]. Therefore, it is recommended to use this method as an additional tool for the most serious crimes, but it can also be used when collecting samples from furniture (sofas) or items of clothing [124].

Promega universal device

Company Promega has tested a prototype of the portable field device Venturi Vacuum Device (with a Venturi tube), providing the ability to use different tips to collect different types of samples (cells, pollen, body fluids, etc.) without destroying surfaces, as well as the ability to use vacuum as in both wet and dry versions. The prototype uses a polycarbonate filter on the suction cup-shaped tip. The device is designed for processing hard-to-reach areas (cracks, cracks, stucco, corrugated surfaces).

NON-CONTACT DEVICE FOR COLLECTING HUMAN SKIN EPITHELIAL CELLS

The development of a non-contact method of collecting samples was based on theoretical ideas about the possible connection of human odor with epithelial skin cells, which are constantly lost by humans and accumulate on surrounding objects [125]. To assess the reality of the joint collection of odor and cells, work [125] used a device with a dynamic air flow STU-100 (Scent Transfer Unit 100) and model substrates (paper and steel) after contact with the hands of volunteers. Cells were captured on polycarbonate filters and, after extraction, analyzed by quantitative PCR. It was concluded that the STU-100 device did not collect enough skin cells to obtain nuclear DNA concentrations above the detection limit for the PCR kit used [125].

ELECTROSTATIC SAMPLE COLLECTION SYSTEMS

[126] assessed the applicability of an electrostatic detection device (ESDA[®]) for collecting DNA from fingerprints on various paper substrates (note paper, cotton and magazine paper, banknote paper, etc.). Three collection methods were compared: collection using ESDA, dry swab, and cutting. It has been shown that the ESDA method is better than the cutting method, inferior to the dry swab method in terms of the

number of complete profiles obtained, but allows visualization of the desired area, which eliminates the "blind" procedures used in the case of the other two methods.

The applicability of two electrostatic devices for collecting biomaterial from clothing made from different fabrics was studied in [127]. The ESDA[®] apparatus used to extract DNA from paper [126] and the electrostatic dust print lifter (DPL) used to visualize footprints on the floor were tested. For sample collection with ESDA[®], clothing was covered with electrostatically charged Mylar film. For DPL, a metallized foil was placed over the contact area and charged at maximum voltage and low current for 15 s. Electrostatic ESDA[®] and DPL films were wiped with a wet cotton swab to collect particles adhering to the film. The DPL device has been shown to be not only superior to ESDA[®] in terms of DNA collection, but also more convenient due to portability, but the method requires optimization for application in real-life forensic cases [127].

MAIN RESEARCH AREAS

The global research and development themes needed for progress in forensic biology, formulated in July 2022, are outlined in the Interpol review [8] and include (among other issues) the following areas of direct relevance to the topic under discussion: 1) characterization, development, and validation of methods for single cell isolation and analysis; 2) determination of the presence and prevalence of extracellular (free) DNA; 3) increasing the efficiency, productivity, and acceleration of fast equipment for DNA analysis through the development of direct PCR methods; 4) efficient collection of DNA at crime scenes and from incriminating items; 5) optimization of DNA extraction in the case of samples with low DNA levels.

CONCLUSION

Over the past quarter century, since the beginning of research in this area, many works have been published aimed at improving the tools used to extract genetic material (DNA) from the surfaces of objects found at crime scenes. This toolkit includes both long-established manual methods (scraping, cutting, swabbing, and lifting with adhesive tapes) and new methods and approaches using devices. The current state of research can most likely be characterized as accumulating evidence, and focusing on identifying influencing factors and testing the validity of new principles and approaches. This is evidenced by the conclusions about the need for further research that conclude most publications (as noted in the review

[30]), regardless of whether it concerns new developments, comparisons of the effectiveness of different methods, or the search for optimal conditions for their use.

At a new level, many previously made assumptions and conclusions were confirmed: the choice of method depends on the surface from which DNA is to be extracted; the method of collecting samples, as well as the type of material extracted, influence the amount of DNA extracted; wiping with swabs is preferred for extracting DNA from hard, non-porous surfaces, and using adhesive tapes is preferred for collecting samples from porous surfaces; The experience and qualifications of employees are the most important factors. The effect of the research results in the last 10 years can be assessed as similar to the effect described by the authors [128] based on the results of the first 10 years of research on DNA transfer: "more questions have been raised than answers", which emphasizes the exceptional complexity of the problems being solved. This complexity is objectively due to both the existence of a large number of factors influencing the efficiency of collection from different surfaces, and the multi-stage process of obtaining the final result, by which the effectiveness of the methods is actually assessed and compared. The final result is influenced not only by the device, method, and technique of sample collection, but also by extraction methods, amplification and profiling systems, and the statistical methods used [17, 18, 30]. Each of the stages and their coherence, or, on the contrary, poor compatibility make their own contribution, which is reflected in the conclusions about the effectiveness of the method and/or the influence of experimental conditions, which makes it difficult to compare the results of different works.

In addition, one of the problems that exists regardless of the method used (instrumental or manual) is associated with the variety of types of real surfaces and the lack of standardization in their assessment, raising, for example, the question: how similar are "identical" surfaces (porous, smooth, etc.), studied and modeled in various works. The characteristics of surfaces usually used are of a qualitative nature (non-porous, porous; smooth; uneven: corrugated, with cracks, etc.; absorbent, non-absorbent). However, physical and chemical differences in contacted surfaces, including those related to their topography, chemical composition, fiber type, weave, thickness, electrical charge, etc., can affect the transfer, stability and recovery of biomaterials and DNA from substrates to varying degrees, so further study of the effects of the variables mentioned for these factors would be welcome [18].

Another major challenge relates to obtaining and analyzing contact DNA samples, which, unlike blood, are invisible but constitute the majority of samples

analyzed by forensic genetic laboratories [52]. Contact DNA samples accounted for 80% of the thousands of biological traces analyzed by the French Gendarmerie [52] and accounted for 85% of samples in Switzerland in 2017 [57], with no profiles obtained for 50% of these samples [52].

A method for visualizing DNA using the Diamond™ fluorescent dye and a fluorescent microscope was proposed by a group of Australian scientists. The potential possibility of using the method for localizing fingerprints containing DNA on the surfac-

es of objects in situ [129, 130] and assessing the presence of DNA on tampons [131, 132] and adhesive tapes [133] has been demonstrated. Independent feasibility studies have confirmed its potential usefulness, but have also identified a number of limitations [134–136]. Currently, research continues in the direction of optimizing the methodology [137] and expanding the areas of application (to combat the illegal sale of wild animals and their illegal keeping in captivity) [138, 139].