

УДК 547.541.2

DOI: 10.33184/bulletin-bsu-2023.2.7

ПРИМЕНЕНИЕ СПЕКТРОФОТОМЕТРИЧЕСКОГО МЕТОДА ДЛЯ ОПРЕДЕЛЕНИЯ ФЕНОЛА И ЕГО ПРОИЗВОДНЫХ

© Л. М. Магеррамова

*Азербайджанский государственный университет нефти и промышленности
Азербайджан, AZ1010 г. Баку, пр. Азадлыг, 20.*

Email: fidanqurbanzadeh@gmail.com

Мировое производство фенола, по данным на 2020 г., составляет 8.3 млн т/год. По объему производства фенол занимает 33-е место среди всех выпускаемых химической промышленностью веществ и 17-е место среди органических веществ. Мировое потребление фенола имеет следующую структуру: 43% фенола расходуется на производство бисфенола А, который, в свою очередь, используется для производства поликарбонатов и эпоксидных смол; 30% фенола расходуется на производство фенолформальдегидных смол; 12% фенола гидрированием превращается в циклогексанол, используемый для получения искусственных волокон – нейлона и капрона; в странах СНГ большое количество фенола используется в нефтепереработке, в частности, для селективной очистки масел на технологических установках типа 37/1 и А-37/1. Фенол проявляет высокую селективность и эффективность при удалении из масел смолистых веществ, различных полициклических ароматических углеводородов с короткими боковыми цепями, а также соединений, содержащих серу; остальной фенол расходуется на другие нужды, в том числе на производство антиоксидантов (ионол), неионогенных ПАВ – полиоксиэтилированных алкилфенолов (неонолы), других фенолов (крезолов), лекарственных препаратов (аспирин), антисептиков (ксероформа) и пестицидов. Раствор 1.4% фенола применяется в медицине (орасепт) как обезболивающее и антисептическое средство. Фенол и его производные обуславливают консервирующие свойства копильного дыма. В косметологии применяется как химический пилинг, в скотоводстве – для дезинфекции животных растворами фенола и его производных. Однако фенол обладает высокой токсичностью, в связи с чем необходима разработка аналитических методов для определения фенола и его производных даже при очень низких концентрациях.

Ключевые слова: *спектрофотометрический метод, предел обнаружения, достоверная вероятность, фенол и его производные.*

Фенол имеет важное биологическое значение. Протеиногенная аминокислота тирозин является структурным производным фенола и может быть рассмотрена как пара-замещенный фенол или α -замещенный пара-крезол. В природе распространены и другие фенольные соединения, в т.ч. полифенолы. В свободном виде фенол встречается у некоторых микроорганизмов и находится в равновесии с тирозином. Равновесие поддерживает фермент тирозин-фенол-лиаза. Биологическое значение фенола обычно рассматривается в рамках его воздействия на окружающую среду. Фенол – один из промышленных загрязнителей. В чистом виде фенол довольно токсичен для животных и человека. Фенол губителен для многих микроорганизмов, поэтому промышленные сточные воды с высоким содержанием фенола плохо поддаются биологической очистке. В связи с этим необходимо использовать аналитические методы, способные определять содержание фенола даже при очень низких концентрациях. Среди таких методов наиболее часто используют метод спектрофотометрии. В этой работе показаны результаты исследований в области применения спектрофотометрического метода для определения фенола и его производных в различных областях человеческой деятельности. Так, в работе [1] простое и селективное определение фенола из водной среды исследовали спектрофотометрически с использованием хлорида железа в качестве красящего реагента. Реакция между фенолом и FeCl_3 протекает быстро (1–2 мин), без необходимости корректировки pH раствора. Видимый спектр пурпурного комплекса, снятый с дистиллированной водой, показывает максимум при 540 нм, а поглощение остается стабильным в течение не менее 10 ч. Этот метод позволяет определять фенол из водных сред в относительно широком диапазоне концентраций (0.09–2.30 мг/мл) с приемлемыми пределами обнаружения. Помехи, вызванные метанолом, этанолом, ацетоном и этиловым эфиром, оценивали на основе коэффициентов селективности. Проверка предложенного способа проводилась испытаниями на восстановление фенола в водопроводной воде.

Спектрофотометрическое определение фенольных соединений ферментативным (ФЭ) методом, катализируемым пероксидазой, и химическим методом Фолина-Чокальтеу (ФС) сравнивали на предмет их соотношения структура-активность [2]. В методе ФЭ установлено, что время реакции 19 фенольных соединений с разным химическим строением не превышает 15 мин, при этом соединения с объемными заместителями проявляют более медленную реакционную способность. Отклики фенольных соединений на метод ФЭ с точки зрения молярного поглощения положительно коррелировали с нуклеофильностью их соответствующих фенокислых радикалов.

В работе [3] было количественно определено общее содержание фенолов в этанольных и водных экстрактах Gul-e-Zoofa (цветки *Nepeta bracteata* Benth) с использованием спектрофотометрического метода. Авторы также

провели спектральное исследование (УФ и ИК) этанольного экстракта и исследование флуоресценции порошкообразного препарата и последующих экстрактов для идентификации и характеристики подлинного растительного препарата, которые ранее не проводились. Общее содержание фенолов определяли количественно с использованием реактива Фолина-Чокальтеу с галловой кислотой в качестве стандарта. Регистрировали флуоресцентные характеристики порошкообразного препарата и последовательных экстрактов с химической обработкой и без нее в течение дня и в УФ-свете. УФ- и ИК-спектры спиртового экстракта Gul-e-Zoofa регистрировали с помощью спектрометра. Показано, что общее содержание фенолов в спиртовом и водном экстрактах составило 326.28 и 319.14 мг/г эквивалента галловой кислоты (ЭАК) соответственно. Длина волны максимума поглощения в УФ-спектре составила 320 нм, а характерные частоты в ИК-спектре, см⁻¹: 3465.31, 3220.07, 2927.3, 2856.1, 1709.07, 1610.19, 1404.5, 1250.2, 1056.42, 823.04, 775.58, 1056.42, 823.04, 775.58, 174.61.81. Также наблюдали флуоресцентные характеристики порошкообразного лекарственного средства.

Предложен обобщенный метод стандартных добавок Н-точки (GHPSAM) для определения концентрации фенола в пробах воды, когда матрица полностью неизвестна [4]. Метод включает твердофазную экстракцию в картриджах BondElut PPL и обработку данных измерений УФ-видимой спектрофотометрии. Найдены спектральные области, в которых поведение неизвестной интерференции можно считать линейным, и оценена концентрация аналита, свободная от погрешности. Процент извлечения фенолов в образцах с добавками был аналогичен проценту, полученному с помощью ВЭЖХ. Крезолы или хлорфенолы также могут быть определены в реальных образцах этим методом. Исследуемый диапазон концентраций составлял 0.075–12.5 мг/л¹, а найденные пределы обнаружения находились в пределах 2.4–5.4 мкг/л диапазона. Метод был применен к реальным пробам воды. Полученные результаты сравнивают с результатами, полученными с помощью ВЭЖХ.

В работе [5] жидкостно-жидкостная экстракция высаливанием (SALLE) в сочетании с дисперсионной жидкостно-жидкостной микроэкстракцией (DLLME) была разработана как новый экстракционный метод для извлечения и концентрирования фенола и хлорфенолов (ХФ) в пробах воды из окружающей среды. Аналиты дериватизировали 4-аминоантипирином и определяли спектрофотометрически. Экспериментальные параметры, такие как тип и объем органического растворителя, тип и количество соли, pH и время эксперимента, были оптимизированы. В оптимальных условиях калибровочные кривые были линейными в диапазоне 1–300 мкг/л, а предел обнаружения (LOD) находился в диапазоне 0.15–0.22 мкг/л. Коэффициенты извлечения и обогащения колебались от 94.80% до 106.1% и от 78.12 до 82.53 соответственно. Повторяемость метода, основанного на пятикратном измерении фенолов, находилась в пределах 4.8–7.2%. Результаты, полученные в этом исследовании, показали, что предлагаемый метод является простым, быстрым и экологически безопасным с высокой эффективностью экстракции для концентрирования и определения фенола и ХФ в реальных образцах. Предложенный метод также сравнивался с эталонным методом.

Спектрофотометрические анализы, оценивающие общее содержание фенолов и флавоноидов в образцах растений, дешевле и быстрее и, следовательно, более доступны, чем методы аналитической хроматографии, хотя они идентифицируют категории соединений, а не отдельные соединения. Большинство методов используются и публикуются в нескольких вариантах, и их общий (химически неспецифический) характер часто игнорируется. Цель настоящего *in vitro* исследования [6] заключалась в сравнении пяти часто используемых методов с точки зрения перекрестной реактивности и чувствительности с использованием чистых фенольных веществ. Исследуемые соединения были выбраны для представления категорий фенольных соединений, представляющих особый интерес в исследованиях стресса растений. Изучая классический тест Фолина-Чокальтеу, авторы обнаружили, что в дополнение к фенольным соединениям он также реагирует на аскорбат. Также были исследованы три анализа флавоноидов. Они обычно применяются для количественного определения (i) флавонолов с использованием хлорида алюминия, (ii) флаванонов и флаванололов с использованием 2.4-динитрофенилгидразина или (iii) флаванололов с использованием 4-диметиламинокоричного альдегида. Авторы обнаружили, что на все три метода не влияло присутствие аскорбата, но только последний был специфичен для группы целевых соединений. Эти результаты показывают, что при интерпретации данных этих анализов следует учитывать перекрестную реактивность к различным группам флавоноидов. Также были протестированы методы, использующие поглощение УФ-излучения фенольными соединениями, и анализ целых спектров оказался более точным, чем оценки, основанные на поглощении на отдельных длинах волн.

Описан простой и чувствительный спектрофотометрический метод определения фенольных соединений как в чистом виде, так и в фармацевтических препаратах [7]. Метод основан на образовании нового лиганда в результате реакции 4-аминоантипирина с фенольными соединениями, который затем реагирует с медью (II) с образованием окрашенного комплекса при комнатной температуре. Максимальное поглощение приготовленных комплексов измеряли при 450, 500 и 480 нм для пиридоксина, резорцина и флороглюцина соответственно. Закон Бера соблюдался в диапазоне концентраций 1.5–20, 2.5–30 и 2.0–25 мкг/мл, значения молярной абсорбции составляют 2.4778×10^4 , 1.6740×10^4 и 1.7001×10^4 л/моль·см, значения чувствительности Sandal составляют 0.0501×10^{-3} , 0.1740×10^{-3} и 0.1228×10^{-3} мкг/см² для пиридоксина, резорцина и флороглюцина соответственно. Коэффициенты корреляции составили 0.9999, 0.9998 и 0.9999, пределы обнаружения (LOD) составили 0.47793,

0.15125 и 0.01434 мкг/мл. Стехиометрию образующихся комплексов (1:2) определяли по Иову, методом непрерывных вариаций и методом молярных отношений. Кроме того, также рассчитывали константу устойчивости (K) и свободную энергию Гиббса (ΔG) для полученных комплексов. Предложенные методы применялись успешно для определения фенольных соединений в коммерческих таблетках.

В работе [8] содержание антиоксидантов и фенольных соединений в боливийских продуктах определяли простым, быстрым и селективным методом для фенольных соединений (ТРН) и флавоноидов (ТФ) – методом спектрофотометрии. Метод имел высокую воспроизводимость и корреляцию между значениями ТРН и ТФ в различных растительных продуктах.

Были оценены три спектрофотометрических метода для определения общего содержания фенольных соединений в прополисе из Тукумана, Аргентина; с применением методов Фолина-Чокальто, берлинской лазури и о-фенантролина [9]. Метод берлинской лазури был наиболее чувствительным, хотя и нестабильным. О-фенантролиновый метод может быть более надежным и оказался достаточно чувствительным и стабильным. Метод Folin-Ciocalteu оказался наиболее стабильным и воспроизводимым из всех. Статистический анализ для таких методов, а также для каждого из используемых контролей показал, что все три метода различались при 1% значимости, за исключением методов берлинской лазури и о-фенантролина, которые не дали существенных различий для контрольного раствора кверцетина.

Образование полигидроксилированных переходных частиц при фотохимической обработке фенола обычно затрудняет спектрофотометрический контроль процесса его деградации. Часто появление таких соединений, как пирокатехин, гидрохинон и бензохинон, вызывает серьезные спектральные помехи, которые препятствуют использованию классического процесса одномерной калибровки. В данной работе [10] предлагается использовать многомерную калибровку, позволяющую проводить спектрофотометрическое определение фенола в присутствии этих промежуточных соединений. С использованием 20 синтетических смесей, содержащих фенол и интерференты, была разработана калибровочная модель с использованием метода частичной регрессии по методу наименьших квадратов (PLSR) и обработки сигнала поглощения в диапазоне 180–300 нм. Модель была проверена с использованием 3 синтетических смесей. В этом методе наблюдались типичные ошибки менее 3%. Также наблюдалась тесная корреляция между результатами, полученными жидкостной хроматографией, и предлагаемым методом.

Разработан простой и чувствительный спектрофотометрический метод определения фенола [11]. Метод основан на окислительно-сочетательной реакции фенола с 4-амино-N,N-диэтиланилином в присутствии бихромата калия при pH раствора 6 с образованием интенсивного голубовато-зеленого водорастворимого красителя, устойчивого и обладающего максимальным поглощением на 670 нм. График зависимости поглощения от концентрации показывает, что закон Бера соблюдается в диапазоне концентраций 2.5–250 мкг фенола в конечном объеме 25 мл (т.е. 0.1–10 частей на миллион) с молярной поглощающей способностью 3.95×10^4 л·см., процент восстановления 98.10–100.75% и относительное стандартное отклонение лучше, чем $\pm 0,4\%$, в зависимости от уровня концентрации. Описаны оптимальные условия для полного развития цвета, и предлагаемый метод распространяется на некоторые другие фенольные соединения.

Сообщается [12], что требуется разработка простых, практичных и недорогих спектрофотометрических методов для селективного определения фенольных антиоксидантов в присутствии других подобных веществ. Поскольку анализы общей антиоксидантной емкости (ТАС) на основе переноса электронов (ЭТ) обычно измеряют восстанавливающую способность антиоксидантных соединений, тиолы и фенолы не могут быть дифференцированы, поскольку они оба реагируют на реагент-зонд. В этом исследовании использовались три наиболее распространенных метода определения ТАС, а именно – антиоксидантная способность, снижающая содержание ионов меди (CUPRAC), антиоксидантная способность, эквивалентная 2,2'-азинобис(3-этилбензотиазолин-6-сульфоновой кислоте), диаммониевой соли/тролоксу (ABTS/TEAC), и антиоксидантную способность, восстанавливающую железо (FRAP), тестировали на содержание фенолов в присутствии выбранных тиоловых и белковых соединений. Хотя метод FRAP почти не реагирует на тиоловые соединения по отдельности, при использовании этого метода для смесей (фенолы + тиолы) наблюдались неожиданные переокисления с большими положительными отклонениями от аддитивности. Среди испытанных методов ТАС CUPRAC дал наиболее аддитивные результаты для всех исследованных смесей (фенол+тиол и фенол+белок) с минимальной относительной погрешностью.

Обращенно-фазовая дисперсионная жидкостная микроэкстракция (ОФ-ДЖМЭ) в сочетании со спектрофотометрией использована для определения общего фенола в мышечной ткани рыб, таких как *Sphyraena genie*, *Otolithes ruber*, *Rastrelliger kangurta*, *Lutjanus johnii* и *Barbus Субкин Кунциатус*. Фенолы из тканей рыб экстрагировали с помощью ультразвуковой ванны и дериватизации с 4-аминоантипирином [13]. Факторы, влияющие на эффективность извлечения, в т.ч. тип и объем экстрагирующего растворителя, время экстракции, концентрация 4-аминоантипирина, оценивали на температуру реакции дериватизации, скорость и время центрифугирования. Было обнаружено, что метод дает линейную калибровочную кривую в диапазоне концентраций 0.4 и 1.6 мг/л с пределом обнаружения 0.012 мг/л. Метод был использован для статистического анализа.

Исследование [14] направлено на определение концентрации фенола в различных сортах яблок (зеленых, желтых и красных), чае и кофе. Пробы были взяты из разных источников и определены спектрофотометрическим методом. Результаты показывают высокую концентрацию фенола во всех образцах яблок, кофе и чая по сравнению с нормальным значением в организме человека. Это увеличение концентрации может привести к многим вредным последствиям для здоровья человека.

Показано [15], что фенол используется в фармацевтике в качестве консерванта, быстрого и надежного спектрофотометрического средства. Новый метод был валидирован для его определения в рутинном контроле. Этот метод основан на формировании комплекса с переносом заряда между фенолом и 2,6-дихлорхиноном-4-хлоримидом (ДХХ) в щелочной среде. При этом образуется синий продукт с максимальным поглощением при 610 нм. Закон Бера соблюдается, и калибровочная кривая была линейной ($r = 0.999$) в диапазоне $7.5 \times 10^{-6} \text{M} - 7.5 \times 10^{-5} \text{M}$.

В работе [16] описан синтез простых, экстенсивно сопряженных хромофоров в качестве заменителей 4-аминоантипирина (4-ААП), способных вызывать гиперхромные сдвиги при взаимодействии с фенолами. Синтезированные производные 4-аминопиразолона в дальнейшем применяются для спектрофотометрического анализа фенольных соединений и подчеркиваются преимущества каждой из предложенных систем. Никаких улучшений в обнаружении *para*-замещенных фенолов, а также полихлорфенолов (например, пентахлорфенол) не наблюдается. Повышение чувствительности продуктов сочетания достигается для некоторых фенольных соединений, как видно из сравнения индивидуальных откликов. Предложенные методы имеют аналогичные аналитические особенности и в ряде случаев демонстрируют значительные улучшения по сравнению с методом 4-ААП. Закон Бера соблюдается в широком динамическом диапазоне (примерно до 500 мкг/л), а относительные стандартные отклонения составляют <3.4%. Однако методы удовлетворительно применяются для анализа фенола в реальных образцах, принимая во внимание внутренние различия методов в реакциях на различные фенольные соединения.

Предложен простой и чувствительный спектрофотометрический метод определения фенола, основанный на его окислении *N*-бромфталимидом (НБФ) [17]. Образовавшееся бромпроизводное фенола окисляет лейкокристаллический фиолетовый до кристаллического фиолетового в водной среде, оптическую плотность которой измеряют при 595 нм. Цвет усиливается при добавлении ПАВ – бромида цетилтриметиламмония (ЦТАБ). Закон Бера соблюдается в диапазоне 0.02–0.22 мкг/мл фенола. Молярное поглощение красителя оказалось равным $3.13 \times 10^5 \text{ л/моль} \times \text{см}$, а чувствительность Сэнделла, рассчитанная по наклону, оказывается равной $3 \times 10^{-4} \text{ мкг/см}^2$.

Для определения фенола в воде при длине волны 700 нм была разработана автоматизированная и более экологичная спектрофотометрическая процедура [18]. Метод использует реакцию между фенолом, нитропруссидом натрия и гидрохлоридом гидроксилamina в буферной среде при pH 12.3. Проточный коллектор состоит из четырех соленоидных микронасосов, используемых для подачи пробы и реагента в реакционную катушку и для транспортировки образовавшегося окрашенного продукта к детектору. Линейный динамический диапазон составлял 50–3 500 нг/мл ($R = 0.99997$; $n = 6$), а метод обеспечивал предел обнаружения 13 нг/мл. Скорость отбора проб оценивалась в 65 измерений в час, а коэффициент вариации составлял 0.5% ($n = 10$) для концентрации фенола 1.0 мкг/мл. Извлечение 92–105% было получено для определения фенола в пробах воды с добавлением при уровнях концентрации от 50 до 5 000 нг/мл. Использование мультикоммутации уменьшило расход реагентов в 25 раз, расход образца в 225 раз и образование отходов в 30 раз по сравнению с периодической процедурой. Предлагаемый метод является экологически чистой альтернативой официальному 4-аминоантипириновому методу, т.к. не использует хлороформ.

Предложена методика спектрофотометрического определения следовых количеств фенолов в природных и сточных водах [19]. Метод основан на реакции фенолов с монобромидом йода с последующей экстракцией продуктов циклогексаном. Закон Бера соблюдается в диапазоне 8–160 частей на миллиард для фенола с пределом обнаружения 1.1 части на миллиард без предварительной перегонки. Метод также может быть использован для определения *p*-замещенных фенолов и хлорфенолов.

Разработан простой и чувствительный спектрофотометрический метод определения фенольного производного – галловой кислоты [20]. Этот метод основан на окислительной реакции сочетания галловой кислоты с фенолом в присутствии перекиси водорода и фермента пероксидазы хрена для получения окрашенного продукта, который измеряют спектрофотометрически при 420 нм. Окраска была стабильной в течение 70 мин. Закон Бера действовал в диапазоне концентраций 25–250 мкг/25 мл. Все переменные были изучены для оптимизирования условий реакции. Достоверность метода проверена путем анализа галловой кислоты в маслах. Этот метод успешно применяется для определения содержания галловой кислоты в маслах.

Таким образом, приведенный анализ результатов исследований в области применения метода спектрофотометрии для определения фенола и его производных показывает, что эта методика является весьма широко используемой в аналитической химии, и количество публикаций, посвященных исследованиям в этой области, ежегодно непрерывно возрастает. В наших предыдущих исследованиях метод спектрофотометрии был использован для определения ионов некоторых металлов [21–22]. Спектрофотометрический метод является перспективным

методом для определения фенола и его функционально-замещенных производных в биомедицине, аналитической химии и пищевой промышленности.

ЛИТЕРАТУРА

1. Bulgariu L., Apostica A., Ichim T., Radu V. M. Simple and rapid spectrophotometric method for phenol determination in aqueous media // Bulletin of the Polytechnic Institute of Jassy. 2018. Vol. 64. N 3. P. 9–18.
2. Yam-Tak M., Cheung P. C. Spectrophotometric Determination of Phenolic Compounds by Enzymatic and Chemical Methods – A Comparison of Structure – Activity Relationship // J. Agric. Food Chem. 2007. Vol. 56. N 10. P. 4222–4228.
3. Siddiqui N., Rauf A., Zeenat M. Spectrophotometric determination of the total phenolic content, spectral and fluorescence study of the herbal Unani drug Gul-e-Zoofa (*Nepeta bracteata* Benth) // J. Taibah Univ. Sci. 2017. Vol. 12. N 4. P. 360–363.
4. Campins-Falco P., Tortajada L. A., Antequera R., Bosch F. Spectrophotometric Determination of Phenols in Water Samples by the GHPSAM Method // International Journal of Environmental Analytical Chemistry. 2001. Vol. 79. N 3. P. 241–256.
5. Tabaraki R., Heidarizadi E. Spectrophotometric determination of phenol and chlorophenols by salting out assisted liquid-liquid extraction combined with dispersive liquid-liquid microextraction // Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy. 2019. Vol. 215. N 5. P. 405–409.
6. Csepregi K., Kocsis M., Hideq E. On the Spectrophotometric Determination of Total Phenolic and Flavonoid Contents // Acta Biologica Hungarica. 2013. Vol. 64. P. 500–509.
7. Alrassol K. S., Qander E. J. Spectrophotometric Determination of Some Phenolic Compounds by Formation of Copper(II) Complexes // IOP Conference Series. Materials Sciences and Engineering. 2019. Vol. 571. P. 12097–12102.
8. Penarrietaab J. M., Alvarado J. A., Bergenstahi B., Akesson B. Spectrophotometric methods for the measurement of total phenolic compounds and total flavonoids in foods // Revista Boliviana de Quimica. 2007. Vol. 24. N 1. P. 5–9.
9. Gonsalez M., Guzman B., Rudyk R., Romano E. Spectrophotometric Determination of Phenolic Compounds in Propolis // Lat. Amer. J. Pharm. 2003. Vol. 22. N 3. P. 243–248.
10. de Sousa K. V., Peralta-Zamora P. Spectrophotometric determination of phenol in the presence of congeners by multivariate calibration // Chemical Science. An Acad. Brasiliense. 2001. Vol. 73. N 4. P. 127–132.
11. Al-Abachi M. O., Al-Sharook M., Al-Nacaf S. Spectrophotometric Determination of Phenols in Aqueous Solution via Oxidative-Coupling Reaction with 4-Amino-N,N-Diethylaniline and Potassium Dichromate // Journal of Education and Science. 2005. Vol. 17. N 4. P. 11–17.
12. Neslikhan A., Demirci S., Uzunboy S., Apak R. Spectrophotometric Determination of Phenolic Antioxidants in the Presence of Thiols and Proteins // Int. Journal Mol. Sci. 2016. Vol. 17. N 8. P. 1325–1334.
13. Morteza Z., Khordegir M. Spectrophotometric determination of total phenol in fish muscle after in-situ derivatization and reverse phase dispersive liquid-liquid microextraction // Journal of the Persian Gulf. 2017. Vol. 8. N 27. P. 33–44.
14. Jadav D. K., Harjit J., Joshi A. Spectrophotometric determination of phenol in fruit and beverages // Int. Journal ARIIE. 2016. Vol. 2. N 1. P. 65–68.
15. El-Harti J., Rahali Y., Idrissi O. M., Draoui M. Spectrophotometric determination of phenol by charge-transfer complexation // International Journal of Pharma Sciences and Research. 2014. Vol. 5. N 1. P. 10–15.
16. Flamegos Y. C., Stalikas C. D., Pilidis G. A., Karayannis M. I. Synthesis and analytical applications of 4-aminopyrazolone derivatives as chromogenic agents for the spectrophotometric determination of phenols // Analytica Chimica Acta. 2000. Vol. 403. N 1–2. P. 315–323.
17. Nirja G., Prachi P., Ajaj P. Spectrophotometric Determination of Phenol in Micellar Medium // Research Journal of Chemical Science. 2012. Vol. 2. N 12. P. 6–10.
18. Rodenas-Torralba E., Morales-Rubio A., Guardia M. Determination of phenols in waters using micro-pumped multicommutation and spectrophotometric detection: an automated alternative to the standard procedure // Analytical and Bioanalytical Chemistry, 2005. Vol. 383. N 1. P. 138–144.
19. Bosch F., Font G., Manes J. Ultraviolet spectrophotometric determination of phenols in natural and waste waters with iodine monobromide // Analyst. 1987. Vol. 112. N 9. P. 1335–1337.
20. Secaran B., Vuayasaradhi S., Kumar P. Spectrophotometric Determination of Phenolic Antioxidants // Asian Journal of Chemistry. 2009. Vol. 21. N 9. P. 6647–6650.

Поступила в редакцию 22.02.2023 г.

DOI: 10.33184/bulletin-bsu-2023.2.7

**APPLICATION OF THE SPECTROPHOTOMETRIC METHOD
FOR DETERMINATION OF PHENOL AND ITS DERIVATIVES**© **L. M. Maharramova***Azerbaijan State University of Oil and Industry
20 Azadlig Avenue, AZ1010 Baku, the Republic of Azerbaijan**Email: fidanqurbanzadeh@gmail.com*

According to the data on 2020, the world production of phenol is 8.3 million tons per year. In terms of production, phenol ranks 33rd among all substances produced by the chemical industry and 17th among organic substances. World consumption of phenol has the following structure: 43% of phenol is spent on the production of bisphenol A, which in turn is used for the production of polycarbonates and epoxy resins; 30% of phenol is spent on the production of phenol-formaldehyde resins; 12% of phenol is converted by hydrogenation into cyclohexanol, which is used to produce artificial fibers – nylon and capron; in the CIS countries, a large amount of phenol is used in oil refining, in particular for the selective purification of oils at process units of the 37/1 and A-37/1 types. Phenol exhibits high selectivity and efficiency in removing resinous substances, various polycyclic aromatic hydrocarbons with short side chains, as well as compounds containing sulfur from oils; the rest of the phenol is spent on other needs, including the production of antioxidants (ionol), nonionic surfactants – polyoxyethylated alkylphenols (neonols), other phenols (cresols), drugs (aspirin), antiseptics (xeroform) and pesticides. A solution of 1.4% phenol is used in medicine (oracept) as an anesthetic and antiseptic. Phenol and its derivatives determine the preservative properties of smoke. It is used in cosmetology (for chemical peeling) and in cattle breeding (disinfection of animals with solutions of phenol and its derivatives). However, phenols are highly toxic, and therefore it is necessary to develop analytical methods for the determination of phenol and its derivatives even at very low concentrations.

Keywords: spectrophotometric method, detection limit, confidence level, phenol and its derivatives.

Received 22.02.2023.