

УДК 541(64+24) : 539.2

**ФОРМИРОВАНИЕ ЖИДКОКРИСТАЛЛИЧЕСКИХ МИКРОФАЗ
ДВУХЦЕПОЧЕЧНЫХ НУКЛЕИНОВЫХ КИСЛОТ
И СИНТЕТИЧЕСКИХ ПОЛИНУКЛЕОТИДОВ НИЗКОЙ
МОЛЕКУЛЯРНОЙ МАССЫ**

*Скуридин С. Г., Лорткипанидзе Г. Б., Мусаев О. Р.,
Евдокимов Ю. М.*

Изучена кинетика нарастания интенсивной полосы в спектре кругового дихроизма при образовании в водно-солевых растворах полиэтиленгликоля жидкокристаллических микрофаз ДНК и синтетических полинуклеотидов. Независимо от знака полосы, определяемого направлением спиральной закрутки микрофазы, образование двух семейств микрофаз происходит по одному и тому же механизму. Введение дефектов во вторичную структуру ДНК или полинуклеотидов приводит к тому, что вместо спирально закрученной образуется оптически неактивная жидкокристаллическая микрофаза нематического типа.

В работах [1, 2] был предложен способ конденсации нуклеиновых кислот, исключающий в отличие от обычно применяемой методики [3] — перемешивание и позволяющий формировать в водно-солевых растворах полиэтиленгликоля (ПЭГ) оптически активные ЖК-микрофазы двухцепочечных молекул ДНК независимо от их ММ.

В настоящей работе изучены особенности нарастания интенсивной полосы в спектре кругового дихроизма (КД) при образовании ЖК-микрофаз из молекул ДНК и синтетических полинуклеотидов низкой ММ в разных условиях с целью выяснения причин, определяющих оптическую активность ЖК-микрофаз.

В работе использовали очищенный и деполимеризованный препарат ДНК спермы лососевых рыб, а также препараты синтетических двухцепочных полинуклеотидов поли(дА-дТ) · поли(дА-дТ) («Sigma», США), поли(дА) · поли(дТ) и поли(И) · поли(Ц) («Calbiochem», США) с $M=(0,3-0,8) \cdot 10^6$.

Препарат ПЭГ с $M=4000$ («Loba-Chemie», Австрия) использовали без дополнительной очистки.

Концентрацию ДНК и полинуклеотидов в водно-солевых растворах определяли по оптической плотности, пользуясь значениями коэффициентов поглощения [4].

Образование ЖК-микрофаз ДНК и полинуклеотидов в ПЭГ-содержащих водно-солевых растворах осуществляли путем смешения растворов [5] и увеличивая ионную силу ПЭГ-содержащего раствора нуклеиновой кислоты низкой ионной силы (раствор II) путем диффузии ионов Na^+ из ПЭГ-содержащего раствора высокой ионной силы (раствор I) без перемешивания [1, 2]. Спектры КД регистрировали при помощи дихрографа «Jobin-Yvon (Mark III)» (Франция), а спектры поглощения — при помощи спектрофотометров «Beckman» (модель A-25, США) или «Specord M-40» (ГДР).

Поскольку амплитуда интенсивной полосы в спектре КД связана со степенью взаимного упорядочения молекул нуклеиновой кислоты в ЖК-микрофазах, обработку кинетических кривых нарастания этой полосы проводили по уравнению Колмогорова — Аврами [6]

$$\lg \left[-\ln \frac{\Delta A_{270}^{\max} - \Delta A_{270}}{\Delta A_{270}^{\max}} \right] = \lg K + n \lg t, \quad (1)$$

где ΔA_{270}^{\max} — максимальная амплитуда полосы, соответствующая максимальной степени упорядочения макромолекул; ΔA_{270} — амплитуда полосы в момент времени t ; n и K — константы, характеризующие тип и скорость образования упорядоченной микрофазы.

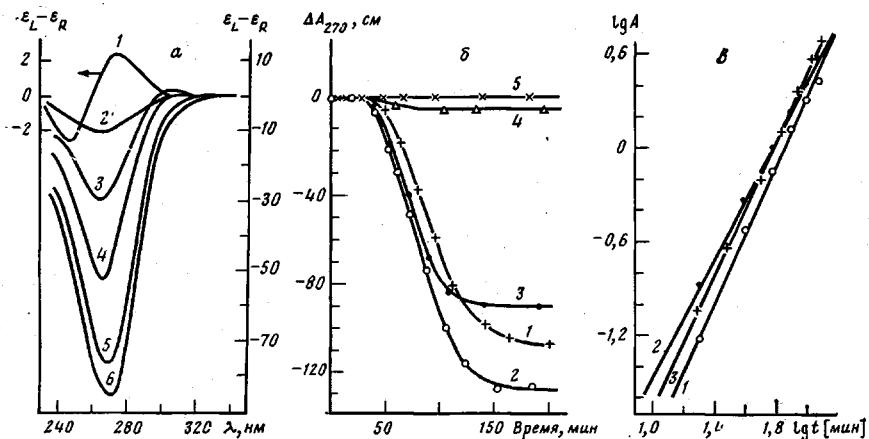


Рис. 1. Спектры кругового дихроизма ПЭГ-содержащего ($[ПЭГ]=170$ мг/мл) раствора ДНК при увеличении его ионной силы в результате диффузии ионов Na^+ (а), кинетические кривые, характеризующие изменение амплитуды полосы в спектре кругового дихроизма ДНК при 270 нм во времени (б) и обработка кривых 1–3 (б) в соответствии с уравнением (1) (в). а: через 10 (1), 50 (2), 70 (3), 90 (4), 120 (5) и 180 мин (6) после начала эксперимента; б: $[ПЭГ]=120$ (1), 170 (2), 220 (3), 280 (4) и 300 мг/мл (5); $[ДНК]=5$ мкг/мл; $L=5$ см; ΔA_{270} , см (1 см= $5 \cdot 10^{-5}$ оптич. ед.); в:

$$A = -\ln \left(\frac{\Delta A_{270}^{max} - \Delta A_{270}}{\Delta A_{270}^{max}} \right)$$

ЖК-микрофазы ДНК. На рис. 1, а в качестве примера, показаны спектры кругового дихроизма ДНК, регистрируемые в разные промежутки времени после наслоения раствора II на раствор I. Условия эксперимента указаны в таблице. Видно, что спектр КД, характерный для исходной В-формы ДНК (кривая 1), меняется, в нем появляется интенсивная отрицательная полоса, амплитуда которой достигает максимального значения через ~ 200 мин после наслоения и далее не меняется во времени. Кинетические кривые, характеризующие изменение во времени амплитуды полосы в спектре КД при 270 нм, полученные при разных концентрациях ПЭГ, приведены на рис. 1, б. Рис. 1, в показывает, что обработка этих кривых в соответствии с уравнением (1) приводит к их линеаризации. Тангенс угла наклона прямых (численно равный константе n) практически не зависит от концентрации ПЭГ и составляет $2,10-2,13$. Среднее значение константы K составляет $\sim 10 \cdot 10^{-5}$. Поскольку смешение водно-солевых растворов ДНК и ПЭГ сопровождается образованием частиц (ЖК-микрофаз), которые рассеивают УФ-излучение и характеризуются малоугловым рефлексом на рентгенограммах [5], а также спектром КД, аналогичным по виду спектру КД, на рис. 1, а (кривая 6), можно утверждать, что диффузия ионов Na^+ из раствора I в раствор II, вызывающая повышение ионной силы последнего, также приводит к образованию ЖК-микрофаз ДНК. Обращает на себя внимание тот факт, что образующиеся в этих условиях ЖК-микрофазы ДНК характеризуются интенсивной полосой в спектре КД, если $[ПЭГ] \leq 220$ мг/мл; при $[ПЭГ] > 220$ мг/мл эта полоса малоинтенсивна или полностью отсутствует. Это означает, что хотя выход за пределы «граничных» условий ($[ПЭГ] > 220$ мг/мл [7]) и приводит к образованию ЖК-микрофаз, однако в этих условиях ЖК-микрофазы не имеют высокой оптической активности (рис. 1, б, кривые 4 и 5).

ЖК-микрофазы поли(дА)·поли(dT) и поли(дА-dT)·поли(дА-dT). На рис. 2, а показаны спектры КД поли(дА)·поли(dT), регистрируемые после наслоения раствора II на раствор I, а на рис. 2, б — кривая изменения амплитуды полосы при 270 нм ΔA_{270} во времени. Условия эксперимента указаны в таблице. Изменения в спектрах поли(дА)·поли(dT) (рис. 2, а), а также поли(дА-dT)·поли(дА-dT) начинаются через 30–40 мин и завершаются через ~ 200 мин после наслоения. Характер измен-

Некоторые параметры, характеризующие свойства ЖК-микрофаз двухцепочечных нуклеиновых кислот

Нуклеиновая кислота, полинуклеотиды	рН	Условия эксперимента		$\Delta\epsilon_{\text{макс.}}$, ед.		n	
		раствор I	раствор II	$\lambda=240$ нм	$\lambda=270$ нм	$\lambda=240$ нм	$\lambda=270$ нм
ДНК	6,3	[ПЭГ]=120 мг/мл 2 м. NaClO ₄ 0,02 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=120 мг/мл [ДНК]=5 мкг/мл 0,02 м. фосфатный буфер	-	-77	-	2,13
ДНК	6,3	[ПЭГ]=170 мг/мл 2 м. NaClO ₄ 0,02 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=170 мг/мл [ДНК]=5 мкг/мл 0,02 м. фосфатный буфер	-	-84	-	2,40
ДНК	6,3	[ПЭГ]=220 мг/мл 2 м. NaClO ₄ 0,02 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=220 мг/мл [ДНК]=5 мкг/мл 0,02 м. фосфатный буфер	-	-59	-	2,13
Поли(дА)·поли(dT)	6,3	[ПЭГ]=170 мг/мл 2 м. NaClO ₄ 0,02 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=170 мг/мл [Поли(дА)·поли(dT)]=5 мкг/мл 0,02 м. фосфатный буфер	-	+88	-	2,00
Поли(дА-dT)·поли(dA-dT)	6,3	[ПЭГ]=170 мг/мл 2 м. NaClO ₄ 0,02 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=170 мг/мл [Поли(дА-dT)·поли(dA-dT)]=5 мкг/мл 0,02 м. фосфатный буфер	-	-85	-	1,95
Поли(I)·поли(C)	7,0	[ПЭГ]=180 мг/мл 3 м. NaCl 0,01 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=180 мг/мл [Поли(I)·поли(C)]=5 мкг/мл 0,01 м. фосфатный буфер	+64	+70	2,43	2,43
Поли(I)·поли(U)	5,8	[ПЭГ]=180 мг/мл 3 м. NaCl 0,01 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=180 мг/мл [Поли(I)·поли(U)]=5 мкг/мл 0,01 м. фосфатный буфер	+54	+66	2,30	2,38
Поли(I)·поли(C)	4,75	[ПЭГ]=180 мг/мл 3 м. NaCl 0,01 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=180 мг/мл [Поли(I)·поли(C)]=5 мкг/мл 0,01 м. фосфатный буфер	+50	+58	2,32	2,40
Поли(I)·поли(U)	4,3	[ПЭГ]=180 мг/мл 3 м. NaCl 0,01 м. фосфатный буфер	[ПЭГ]=180 мг/мл [Поли(I)·поли(U)]=5 мкг/мл 0,01 м. фосфатный буфер	+8	+15	2,04	2,28

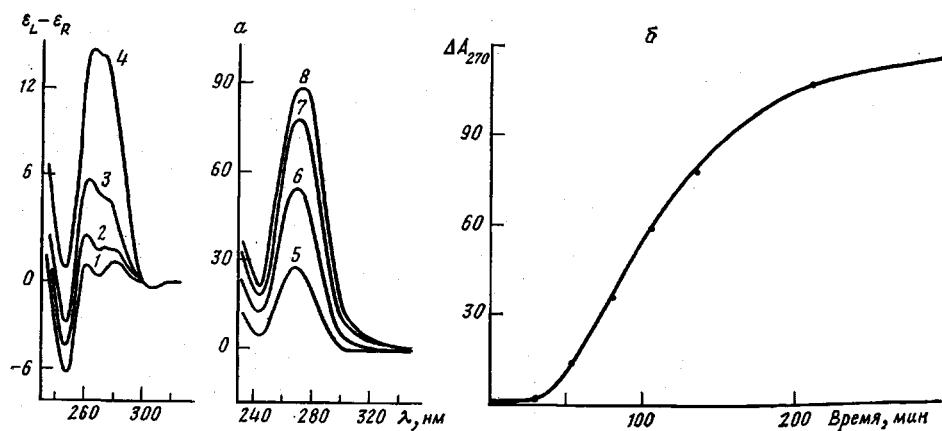


Рис. 2. Спектры кругового дихроизма ПЭГ-содержащего ($[ПЭГ]=170$ мг/мл) раствора поли(дА)-поли(дТ) при увеличении его ионной силы в результате диффузии ионов Na^+ (а) и кинетическая кривая, характеризующая изменение амплитуды полосы в спектре КД поли(дА)-поли(дТ) при 270 нм во времени (б). а: через 2 (1), 29 (2), 40 (3), 53 (4), 66 (5), 92 (6), 119 (7) и 145 мин (8) после начала эксперимента; б: $[поли(дА)-поли(дТ)] = 5$ мкг/мл; $L=5$ см; ΔA_{270} , см ($1 \text{ см} = 1 \cdot 10^{-4}$ оптич. ед.).

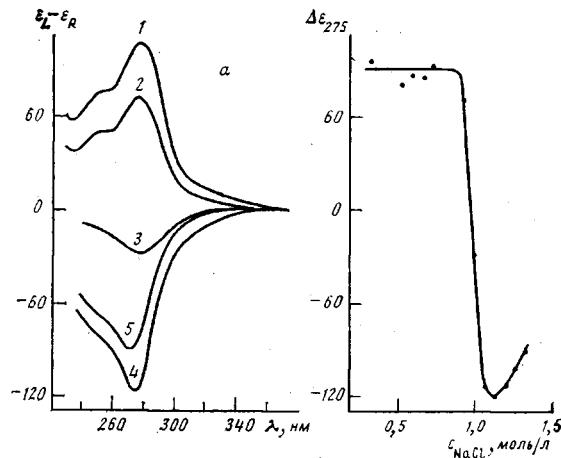


Рис. 3. Спектры кругового дихроизма ПЭГ-содержащих ($[ПЭГ]=180$ мг/мл) растворов поли(И)-поли(Ц) разной ионной силы и зависимость амплитуды полосы при 275 нм в спектре КД ПЭГ-содержащих ($[ПЭГ]=180$ мг/мл) растворов поли(И)-поли(Ц) от концентрации $NaCl$ (б). а: 1 – 0,8; 2 – 0,93; 3 – 1,0; 4 – 1,13; 5 – 1,33.

нений спектров КД и величины ΔA_{270} во времени аналогичны изменениям, наблюдаемым в случае ЖК-микрофаз, сформированных из молекул ДНК (рис. 1, а, б). Обработка кинетических кривых, характеризующих процесс возникновения оптической активности ЖК-микрофаз поли(дА)-поли(дТ) и поли(дА-дТ)-поли(дА-дТ), в соответствии с уравнением (1) показывает, что, несмотря на разные знаки полос в спектрах КД, величина n составляет $\sim 1,9-2,0$ и близка к величине n для ДНК.

Оптические свойства ЖК-микрофаз поли(И)-поли(Ц), образующихся в результате смешения растворов поли(И)-поли(Ц) и ПЭГ разной ионной силы, а также в условиях, исключающих их перемешивание. На рис. 3, а приведены спектры кругового дихроизма ЖК-микрофаз поли(И)-поли(Ц), сформированных в ПЭГ-содержащих растворах ($[ПЭГ]=180$ мг/мл) разной ионной силы, а на рис. 3, б показана зависимость величины $\Delta \epsilon_{270}$ от концентрации $NaCl$. В зависимости от ионной силы формируются два семейства ЖК-микрофаз поли(И)-поли(Ц): при $\mu < 1$ ЖК-микрофазы имеют интенсивную положительную, а при $\mu > 1$ — интенсивную отрицательную полосу. Узкий интервал значений ионной силы, в ко-

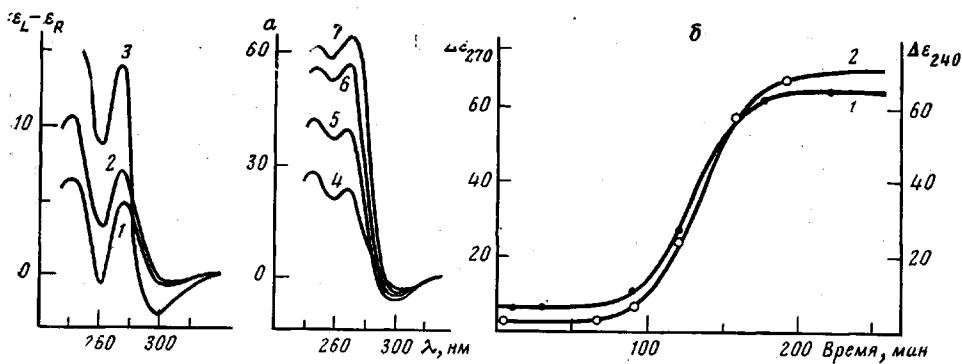


Рис. 4. Спектры кругового дихроизма ПЭГ-содержащего ($[ПЭГ]=180$ мг/мл) раствора поли(И)-поли(Ц) при увеличении его ионной силы в результате диффузии ионов Na^+ через 3 (1), 90 (2), 105 (3), 120 (4), 135 (5), 155 (6) и 175 мин (7) после начала эксперимента (а) и кинетические кривые, характеризующие изменение амплитуды полос в спектре КД поли(И)-поли(Ц) при 240 нм (1) и 270 нм (2) во времени (б)

тором происходит изменение знака полосы, указывает на кооперативный характер перехода из одного оптически активного состояния в другое.

На рис. 4, а в качестве примера приведены спектры КД поли(И)-поли(Ц), регистрируемые через разные промежутки времени после наслоения раствора II на раствор I ($pH \sim 7,0$). Условия эксперимента приведены в таблице. Через ~ 90 мин после наслоения оптическая активность в максимумах полос поглощения хромофоров поли(И)-поли(Ц) (т. е. при $\lambda_1=240$ нм и $\lambda_2=275$ нм) начинает увеличиваться, в спектре КД появляется положительная полоса в области 220–290 нм, амплитуда которой нарастает во времени. Кинетические кривые (рис. 4, б) свидетельствуют о том, что формирование ЖК-микрофаз поли(И)-поли(Ц) завершается через 200–220 мин. Достигнутое состояние молекул поли(И)-поли(Ц), характеризуемое интенсивной положительной полосой в спектре КД, равновесно, и дальнейшее перемешивание (несмотря на высокую ионную силу раствора $\mu=1,5$) не приводит к изменению величин $\Delta\epsilon_{240}$ и $\Delta\epsilon_{270}$. Следовательно, в условиях, исключающих перемешивание водно-солевых растворов поли(И)-поли(Ц) и ПЭГ, можно формировать ЖК-микрофазы, характеризуемые только положительной полосой в спектре КД. Обработка кинетических кривых (рис. 4, б) в соответствии с уравнением (1) показывает, что $n \approx 2,4$.

Аналогичные кинетические кривые были зарегистрированы в интервале значений pH от 7,0 до 3,6. В таблице приведены значения константы n , а также максимальных амплитуд полос при $\lambda_1=240$ нм и $\lambda_2=270$ нм. Видно, что кинетические константы практически не зависят от кислотности ПЭГ-содержащих растворов вплоть до значения $pH \sim 4,3$.

Данные, приведенные на рис. 1, показывают, что при образовании ЖК-микрофаз ДНК в спектре КД появляется интенсивная полоса ($\lambda_{\max} \sim 270$ нм, кривая 6). Появление такой полосы нельзя объяснить, исходя из оптических свойств изолированных азотистых оснований. Для ее возникновения необходимо не только образование упорядоченной ЖК-микрофазы, но и возникновение дальнего спирального порядка азотистых оснований [8]. Можно было бы, конечно, предполагать, что дальний порядок азотистых оснований возникает либо при спиральной укладке соседних молекул нуклеиновой кислоты в ЖК-микрофазе, либо в результате специфической ориентации азотистых оснований в молекулах нуклеиновой кислоты по отношению к «директору» ЖК-микрофазы без спиральной укладки соседних молекул нуклеиновой кислоты. Способность разных структурных форм нуклеиновых кислот (A, B или Z) образовывать ЖК-микрофазы, характеризуемые оптической активностью одного знака [9], а также тот факт, что спектры кругового дихроизма ЖК-микрофаз, образованных из комплексов ДНК с разными красителями [10], содержат интенсивные полосы в области поглощения красителя дают основание

считать, что дальний спиральный порядок азотистых оснований может реализоваться в результате спиральной укладки соседних молекул нуклеиновой кислоты, образующих ЖК-микрофазы.

Линеаризация кинетических кривых (рис. 1, б) при их обработке в соответствии с уравнением (1) показывает, что появление интенсивной полосы в спектре кругового дихроизма ЖК-микрофазы носит во всех случаях автокаталитический характер, в том смысле, что появлению интенсивной полосы в спектре КД должно предшествовать образование оптически неактивной фазы ДНК. Другими словами, конденсация молекул ДНК, происходящая после нейтрализации отрицательных зарядов фосфатных групп молекул ДНК в ПЭГ-содержащем растворе, приводит сначала к возникновению упорядоченной (нематической) ЖК-микрофазы, а затем происходит процесс спиральной закрутки этой микрофазы, для которой характерно наличие интенсивной отрицательной полосы в спектре КД [8]. Если это так, то время, необходимое для начала появления интенсивной полосы в спектре КД, может не совпадать со временем, в течение которого в растворе П создается «критическая» ионная сила, необходимая для конденсации молекул ДНК [7], что и наблюдается на опыте [2].

Теоретическое рассмотрение процессов образования холестерических жидкых кристаллов [11–13] дает основание предполагать, что направление спиральной закрутки молекул полимеров в ЖК-микрофазах определяется энергией их взаимодействия, зависящей как от свойств самих макромолекул, так и от свойств растворителя. Кроме того, интенсивное перемешивание растворов может не мешать нематической укладке, но может препятствовать спиральной укладке молекул [14]. Тот факт, что кинетические параметры, характеризующие возникновение положительной полосы в спектре кругового дихроизма ЖК-микрофаз поли(дА)-поли(дТ) и отрицательной полосы в спектре ЖК-микрофаз поли(дА-дТ)-поли(дА-дТ), практически не различаются, показывает, что образование этих семейств ЖК-микрофаз происходит по одному и тому же механизму. Если считать, что знак интенсивной полосы в спектре КД стражает направление спиральной закрутки ЖК-микрофазы, то полученные данные, свидетельствующие об отсутствии заметных различий кинетических параметров (n и K), можно рассматривать как указание на то, что закрутка ЖК-микрофаз «вправо» и «влево» происходит по близким механизмам. Эти данные показывают, что для изменения направления спиральной закрутки ЖК-микрофаз достаточно небольших различий в структуре сахарофосфатного остова полинуклеотидов [15], имеющих регулярную вторичную структуру.

Поскольку энергия спирального упорядочения составляет лишь небольшую часть общей энергии, необходимой для укладки молекул в ЖК-микрофазах [11, 13], следует ожидать, что изменение регулярного характера сахарофосфатного остова ДНК при введении дефектов во вторичную структуру может приводить к тому, что вместо спиральной укладки молекул в ЖК-микрофазе реализуется более выгодная нематическая укладка [16]. С этой точки зрения интересны приведенные в таблице данные, характеризующие образование ЖК-микрофаз ДНК при разной концентрации ПЭГ. Видно, что при $[ПЭГ] \leq 200$ мг/мл кинетические параметры не зависят от $[ПЭГ]$, тогда как при $[ПЭГ] > 220$ мг/мл амплитуда полосы резко уменьшается и кинетическую кривую зарегистрировать не удается. Этот результат можно объяснить тем, что высокая концентрация ПЭГ вызывает дегидратацию ДНК, что в свою очередь может приводить к нарушению регулярного характера сахарофосфатного остова и изменениям вторичной структуры ДНК [17]. О существовании таких нарушений свидетельствуют данные, характеризующие скорость изотопного обмена в C(8)H-группах пуриновых остатков в молекулах ДНК, образующих ЖК-микрофазы [18]. Поскольку энергетические различия между спиральной и нематической укладкой невелики [11–13], такие изменения в структуре ДНК достаточны для того, чтобы вместо спирально закрученной ЖК-микрофазы сформировалась нематическая ЖК-микрофаза. Наличие малоуглового рефлекса на рентгенограммах ЖК-микрофаз, образующихся при

[ПЭГ]>220 мг/мл, указывающее на упорядоченное расположение молекул ДНК в сочетании с отсутствием интенсивной полосы в спектре КД таких ЖК-микрофаз подтверждает вывод о том, что при [ПЭГ]>220 мг/мл образуются ЖК-микрофазы ДНК нематического типа.

Изменение свойств ЖК-микрофаз поли(И)·поли(Ц) при уменьшении pH раствора может быть интерпретировано, исходя из высказанных выше соображений. Данные, приведенные в таблице, показывают, что при не очень сильном подкислении раствора (pH 7,0–4,3) спиральный характер укладки молекул этого полинуклеотида сохраняется и оптические свойства самой ЖК-микрофазы меняются незначительно. При pH<4,3, когда двойные спирали поли(И)·поли(Ц) деформированы вследствие протонирования азотистых оснований, интенсивная положительная полоса в спектре КД отсутствует. Это свидетельствует о том, что спиральная структура ЖК-микрофаз становится в этих условиях невыгодной и процесс упорядочения ограничивается формированием нематической структуры.

Поскольку регулярный характер полимерной цепи оказывает заметное влияние на кинетику кристаллизации полимера [19], можно предполагать, что образование спирально закрученных ЖК-микрофаз в еще большей степени, чем в случае образования кристаллов, должно зависеть от регулярного характера полимерной цепи. Полученные в настоящей работе данные показывают, что спиральное упорядочение молекул нуклеиновых кислот и синтетических полинуклеотидов в ЖК-микрофазах возможно только в тех случаях, когда эти молекулы сохраняют регулярную вторичную структуру. Появление интенсивных полос в области поглощения азотистых оснований в спектрах кругового диэлектризма ЖК-микрофаз нуклеиновых кислот и полинуклеотидов отражает именно спиральную укладку молекул в ЖК-микрофазах. Уменьшение амплитуды полосы или полное ее исчезновение в спектрах кругового диэлектризма ЖК-микрофаз можно объяснить возможным нарушением регулярного характера сахарофосфатного остова молекул, которое может приводить к образованию нематической ЖК-микрофазы вместо спирально закрученной.

Следует отметить также, что данные, приведенные на рис. 3 и 4, свидетельствуют о влиянии перемешивания на характер упорядочения молекул полинуклеотидов в ЖК-микрофазах. Так, например, для ЖК-микрофаз, сформированных путем смешения водно-солевых растворов поли(И)·поли(Ц) и ПЭГ ($\mu>1$), характерна интенсивная отрицательная полоса (рис. 3), тогда как в условиях, исключающих их перемешивание, несмотря на высокую ионную силу ($\mu=1,5$), формируются ЖК-микрофазы с интенсивной положительной полосой. Эти данные подтверждают сделанный ранее вывод о существовании двух семейств ЖК-микрофаз, различающихся направлением спиральной закрутки. Можно предполагать, что направление спиральной закрутки ЖК-микрофазы задается в момент ее формирования и остается неизменным [10].

ЛИТЕРАТУРА

1. Евдокимов Ю. М., Скуридин С. Г. Докл. АН СССР, 1983, т. 272, № 2, с. 499.
2. Скуридин С. Г., Штыкова Э. В., Евдокимов Ю. М. Биофизика, 1984, т. 29, № 2, с. 337.
3. Lerman L. S. Proc. Nat. Acad. Sci. USA, 1979, v. 68, № 8, p. 1886.
4. Пятигорская Т. Л., Евдокимов Ю. М., Варшавский Я. М. Молекуляр. биология, 1978, т. 12, № 2, с. 404.
5. Евдокимов Ю. М., Скуридин С. Г., Дембо А. Т., Штыкова Э. В., Кадыков В. А., Варшавский Я. М. Молекуляр. биология, 1979, т. 13, № 5, с. 1110.
6. Вундерлик Б. В. В кн.: Физика макромолекул. М.: Мир, 1979, т. 2, с. 153.
7. Скуридин С. Г., Шашков В. С., Евдокимов Ю. М., Варшавский Я. М. Молекуляр. биология, 1979, т. 13, № 4, с. 804.
8. Tinoco I., Bustamante C., Maestre M. F. Ann. Rev. Biophys. Bioeng., 1980, № 9, p. 107.
9. Евдокимов Ю. М., Скуридин С. Г., Акименко Н. М. Высокомолек. соед. А, 1984, т. 26, № 11, с. 2403.
10. Yevdokimov Yu. M., Salyanov V. I., Dembo A. T., Berg H. Biomed. Biochim. Acta, 1983, v. 42, № 7/8, p. 855.
11. Saupe A. Angew. Chem. Int. Ed., 1968, v. 7, № 2, p. 97.

12. Сокин А. С. В кн.: Введение в физику холестерических жидкких кристаллов. М.: Наука, 1983, с. 274.
13. Чандрасекар С. В. В кн.: Жидкие кристаллы. М.: Мир, 1980, с. 12.
14. Samulski E. T., DuPré D. B. In: Advances in Liquid Crystals / Ed. by Brown G. H. N. Y.: Acad. Press, 1979, v. 4, p. 121.
15. Klug A., Jack A., Viswamitra N., Kennard O., Shakked Z., Steitz T. A. J. Molec. Biol., 1979, v. 131, № 4, p. 669.
16. Di Marzio E. A. J. Chem. Phys., 1961, v. 35, № 2, p. 658.
17. Сухоруков Б. И., Козлова Л. А., Маевский А. А. Биофизика, 1974, т. 19, № 4, с. 595.
18. Аграпович И. М., Лапиашвили Г. Н., Маслова Р. Н., Варшавский Я. М. Молекуляр. биология, 1980, т. 14, № 2, с. 421.
19. Годовский Ю. К. Высокомолек. соед. А, 1969, т. 11, № 10, с. 2129.

Институт молекулярной
биологии АН СССР

Поступила в редакцию
13.II.1984

**FORMATION OF LIQUID-CRYSTALLINE MICROPHASSES
OF TWO-CHAIN NUCLEIC ACIDS AND SYNTHETIC POLYNUCLEOTIDES
OF LOW MOLECULAR MASS**

Skuridin S. G., Lortkipanidze G. B., Musaev O. R., Yevdokimov Yu. M.

Summary

Kinetics of increasing of the intensive band in the circular dichroism spectrum during formation of liquid-crystalline microphases of deoxyribonucleic acid and synthetic polynucleotides in water-salt solutions of polyethylene glycol has been studied. For any sign of the band dependent on the direction of helix twisting of microphase the formation of two sets of microphases proceeds following the same mechanism. Introducing of defects into the secondary structure of deoxyribonucleic acid or polynucleotides results in formation of not helically twisted, but optically inactive liquid-crystalline microphase of the nematic type.