

Выводы. Наиболее эффективным методом оценки сенсбилизации крупного рогатого скота к соматическому антигену из личинок лингватул является офтальмопроба, позволяющая выявить до 57 % зараженных паразитами животных.

Титр агглютининов сыворотке крови животных больных лингватулезом варьирует в РНА от 1:8 до 1:16.

Список литературы

1. Ветеринарная паразитология / Г.М. Урхарт, Дж. Эрмур, Дж. Дункан и др. – М.: Аквариум, 2000. – 352 с.
2. Паразитология и инвазионные болезни животных: Учебник / М.Ш. Акбаев, А.А. Водянов, Н. Е. Косминков и др.; Под ред. М. Ш. Акбаева. – М.: Колос, 1998. – 744 с.
3. Практикум із паразитології / В.Ф. Галат, Ю.Г. Артеменко, М.П. Прус та інш.; За ред. В.Ф. Галата. – К.: Урожай, 1999. – 192 с.
4. Руководство по ветеринарной паразитологии / А.И. Ятусевич, В.Ф. Галат, А.В. Березовский и др.; Под ред. В.Ф. Галата и А.И. Ятусевича. – Минск: Техноперспектива, 2007. – 482 с.
5. Bach, L., Supperer, R. Veterinarmedizinische Parasitologie. – Berlin und Hamburg: Verlag Paul Parey, 1992. – 906 p.
6. Mehlhorn, H., Duwel, Raether, W. Diagnose und Therapie der Parasitosen von Haus-, Nutz- und Heimtieren. – Stuttgart – Jena – New York: Gustav Fischer Verlag, 1993. – 530 p.
7. Rommel, M., Eckert, J., Kutzer, E. Veterinarmedizinische Parasitologie. – Berlin: Parey Buchverlag, 2000. – 916 p.

IMUNOLOGICAL METHODS OF DIAGNOSTICS OF CATTLE LINGVATULOSIS

Korablyova T.R.

Crimean Agrotechnological University

It is set that for diagnostics of larva lingvatula of cattle the complex estimation of degree of sensibility of organism of animals is needed by the antigens of larvae of exciter in vitro and in vivo.

УДК 619:616.98:578.825.11

ИММУННЫЙ ОТВЕТ У ЖИВОТНЫХ НА ВВЕДЕНИЕ ИНАКТИВИРОВАННОГО ВИРУСА ИНФЕКЦИОННОГО РИНОТРАХЕИТА С РАЗЛИЧНЫМИ АДЪЮВАНТАМИ

Красочко В.П.

УО «Витебская государственная академия ветеринарной медицины», г. Витебск, Республика Беларусь

В структуре заболеваний крупного рогатого скота заболевания молодняка вирусной этиологии занимают одно из ведущих мест. Согласно ветеринарной отчетности, заболеваемость телят с поражением респираторных и желудочно-кишечных органов достигает до 90-95% от числа родившихся, т.е. каждый новорожденный теленок переболеет до 6 месячного возраста 1 раз. В этой связи животноводству наносится значительный экономический ущерб. В этиологической структуре инфекционных заболеваний телят наибольшее значение играет инфекционный ринотрахеит (ИРТ КРС). Болезнь характеризуется поражением верхних дыхательных путей с проявлением гнойных носовых истечений, конъюнктивитов. Признаками общего недомогания являются лихорадка, депрессия, снижение аппетита. Вирус может также поражать половую систему и вызывать пустулезный вульвовагинит и баланопостит. При вскрытии телят, павших при респираторной форме ИРТ выявляют ринит, ларингит и трахеит. Часто инфекция протекает субклинически. Вторичные бактериальные инфекции могут вызывать более серьезные осложнения [1].

Одним из основных методов борьбы с инфекцией является специфическая профилактика. В настоящее время в различных странах мира выпускают живые и инактивированные вакцины против инфекционного ринотрахеита крупного рогатого скота. Однако в Республике Беларусь биологической промышленностью данные вакцины не выпускаются [2].

По требованиям, вакцины должны защищать крупный рогатый скот в случае возникновения инфекции и заметно уменьшить последующее распространение полевого вируса. Вакцины не должны вызывать болезнь, аборт, или любую местную или системную реакцию, а живые вакцины – должны быть генетически устойчивы.

Вопросы конструирования вакцины и ее максимальная эффективность неразрывно связаны с подбором как инактивирующих средств, так и адъюванта, обладающего максимальным сорбционным действием и иммуностимулирующим эффектом.

В качестве минеральных адъювантов наиболее часто используются гидрат окиси алюминия (гидроксал). Однако он может не являться универсальным для всех антигенов. По мнению Н.В. Медуница [3] один и тот же адъювант, способный стимулировать иммунитет, создаваемый одним антигеном, может оказаться инертным в отношении другого.

В последние годы в ветеринарии стали широко использовать адъюванты и на основе различных минеральных масел, из которых получается стойкая водно-масляная эмульсия. Использование таких адъювантов способствует функциональной активации Т-, В-лимфоцитов и макрофагов, удлинению фазы взаимодействия антигена с иммунокомпетентными клетками, создает дополнительное неспецифическое раздражение иммунной системы и, таким образом, резко усиливает иммунный ответ организма животных. Адъюванты в виде водно-масляных эмульсий действуют (функционируют) путем формирования подвижного (переносного) депо антигенов, которые могут стать мишенью для клеток иммунной системы. Депо осуществляет медленное выделение антигенов и таким образом улучшает представление антигена и обеспечивает значительное увеличение иммунного ответа и эффективность вакцины. Однако применение масляных адъювантов в составе вакцин имеет некоторые недостатки: вызывает местную реактогенность и создает неудобства в применении из-за повышенной вязкости. Новым направлением в конструировании вакцин является использование биополимеров – особенно на основе целлюлозы и хитозана [4].

Целью настоящего исследования явилось изучение иммунного ответа у лабораторных животных на введение инактивированного вируса инфекционного ринотрахеита с различными адъювантами.

Материалы и методы. Исследования проводились в условиях кафедры эпизоотологии УО «Витебская ордена «Знак Почета» государственная академия ветеринарной медицины», отделе вирусных инфекций РУП «Институт экспериментальной ветеринарии им. С.Н. Вышелеского» и в виварии академии.

Для работы использован вирус ИРТ (штамм КМИЭВ-6). Накопление вируса проводилось на культуре клеток МДБК. В качестве ростовой питательной среды использована среда Игла (МЭМ) с 10 % нормальной сыворотки крови крупного рогатого скота. Поддерживающая среда – среда Игла (МЭМ) с 2 % эмбриональной сыворотки крови крупного рогатого скота. Инактивацию вируса ИРТ КРС проводили с помощью теотропина в 0,2 % концентрации.

В качестве адъювантов использованы: эмульсиген в 10 % концентрации (производство MVP Laboratories, Inc., США), суспензия активированной целлюлозы в 2,5 % (производство Института физико-химических проблем Белорусского государственного университета, Беларусь) и хитозана сукцинат в 1 % концентрации (производство ОАО «Биопрогресс», Россия).

Розділ 7. Імунологія, імуноморфологія та імунохімія

Для оценки иммунного ответа на введение инактивированного вируса инфекционного ринотрахеита с различными адьювантами в эксперименте было сформировано 9 групп кроликов по 3 головы в каждой. Кроликам вирус с адьювантов вводили по 2,0 мл внутримышечно.

Животных опытной группы № 1 обрабатывали вирусом ИРТ однократно и в качестве адьюванта использовали хитозана сукцинат, кровь была взята через 21 день после введения. В опытной группе № 2 – вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 21 день, адьювант – хитозана сукцинат, кровь была взята через 21 день после второго введения. Животным опытной группы № 3 вводили вирус ИРТ однократно, адьювант – хитозана сукцинат, кровь была взята через 14 день после введения. В опытной группе № 4 – вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 14 дней, адьювант – хитозана сукцинат, кровь была взята через 21 день после второго введения. Животным опытной группы № 5 вводили вирус ИРТ однократно, адьювант – эмульсиген Д, кровь была взята через 21 день после введения. Животным опытной группы № 6 вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 21 день, адьювант – эмульсиген Д, кровь была взята через 21 день после второго введения. Животным опытной группы № 7 вводили вирус ИРТ однократно, адьювант – эмульсиген Д, кровь была взята через 14 дней после введения; животным опытной группы № 8 вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 14 дней, адьювант – эмульсиген Д, кровь была взята через 21 день после второго введения. Животным опытной группы № 9 вводили вирус ИРТ однократно, адьювант – активированная целлюлоза, кровь была взята через 21 день после введения. Животным опытной группы № 10 вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 21 день, адьювант – активированная целлюлоза, кровь была взята через 21 день после второго введения. В опытной группе № 11 вводили вирус ИРТ однократно, адьювант – активированная целлюлоза, кровь была взята через 14 дней после введения. Животным опытной группы № 12 вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 14 дней, адьювант – активированная целлюлоза, кровь была взята через 21 день после второго введения. В опытной группе № 13 вводили вирус ИРТ однократно без адьюванта, кровь была взята через 21 день после введения. В опытной группе № 14 вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 21 день без адьюванта, кровь была взята через 21 день после второго введения. В группе № 15 животных обрабатывали вирусом ИРТ однократно без адьюванта, кровь была взята через 14 дней после введения вакцины. Опытной группы № 16 вводили вирус ИРТ двукратно с интервалом в 14 дней, без адьюванта, кровь была взята через 21 день после второго введения вакцины. Опытная 17 группа животных была контрольной.

В сыворотках крови определяли титр противовирусных антител в РНГА. Полученные результаты были статистически обработаны с использованием программы Biom 2720.

Результаты исследований. При накоплении вируса ИРТ (штамм КМИЭВ-6) использована культура клеток МДБК, в качестве ростовой питательной среды использована среда Игла (МЭМ) с 10 % нормальной сыворотки крови крупного рогатого скота, а поддерживающие среды – среда Игла (МЭМ) с 2 % эмбриональной сыворотки крови крупного рогатого скота. После накопления вируса его инфекционный титр был 7,0-7,2 Ig ТЦД 50/мл. Инактивацию вируса ИРТ КРС проводили с помощью теотропина в 0,2 % концентрации.

Внутримышечное введение кроликам инактивированного вируса ИРТ КРС с различными адьювантами не вызывало изменений в состоянии животных, на месте введения не было выявлено припухлостей и болезненности.

Результаты выявления антител на введение инактивированного вируса инфекционного ринотрахеита с различными адьювантами представлены в таблице 1

Таблица Результаты выявления антител на введение инактивированного вируса инфекционного ринотрахеита с различными адьювантами

Группы	Антиген	Кратность иммунизации	Срок взятия крови	Титр антител	
				До вакцинации	После вакцинации
1	Хитозана сукцинат	Однократно	Через 21 день после введения вакцины	0	3,67±0,67
2		Двукратно с интервалом в 21 день	Через 21 день после второго введения вакцины	0	7,67±0,33
3	Хитозана сукцинат	Двукратно с интервалом в 14 дней	Через 21 день после второго введения вакцины	0	6,0±0,58
4	Хитозана сукцинат	Однократно	Через 14 день после введения вакцины	0	3,33±0,33
5	Эмульсиген Д	Однократно	Через 21 день после введения вакцины	0	5,67±0,33
6		Двукратно с интервалом в 21 день	Через 21 день после второго введения вакцины	0	7,0±5,78
7	Эмульсиген Д	Двукратно с интервалом в 14 дней	Через 21 день после второго введения вакцины	0	6,0±0
8	Эмульсиген Д	Однократно	Через 14 день после введения вакцины	0	4,3±0,33
9	Активированная целлюлоза	Однократно	Через 21 день после введения вакцины	0	4,33±0,67
10		Двукратно с интервалом в 21 день	Через 21 день после второго введения вакцины	0	5,67±0,67
11	Активированная целлюлоза	Двукратно с интервалом в 14 дней	Через 21 день после второго введения вакцины	0	5,0±0
12	Активированная целлюлоза	Однократно	Через 14 день после введения вакцины	0	3,67±0,33
13	Вирус ИРТ без адьюванта	Однократно	Через 21 день после введения вакцины	0	3,33±0,33
14		Двукратно с интервалом в 21 день	Через 21 день после второго введения вакцины	0	4,5±0,57
15		Двукратно с интервалом в 14 дней	Через 21 день после второго введения вакцины	0	4,0±0,58
16		Однократно	Через 14 день после введения вакцины	0	2,67±0,33
17	-	-	-	0	0

Из приведенных в таблице данных видно, что из изучаемых адъювантов наиболее активными оказались эмульсиген Д и хитозана сукцинат при двукратном введении вакцины с интервалом в 21 день. При этом титр антител в этих группах составил соответственно $7,0 \pm 5,78$ и $7,67 \pm 0,33 \log_2$, существенно ниже был уровень антител при использовании целлюлозы ($5,67 \pm 0,67 \log_2$), тогда как титр антител при использовании инактивированного вируса ИРТ составил $4,5 \pm 0,57 \log_2$.

Интервал введения вакцины также влияет на титр антител. Так, при однократном введении вакцины через 14 дней он был выше при использовании эмульсигена Д и целлюлозы ($4,3 \pm 0,33$ и $3,67 \pm 0,33 \log_2$), хитозана – $3,33 \pm 0,33 \log_2$. Через 21 день также отмечено увеличение уровня антител в этих же группах. Но двукратное введение вакцины показало более высокий уровень иммунного ответа у животных при использовании хитозана.

Таким образом, иммунизация животных инактивированным вирусом ИРТ более целесообразна с использованием в качестве адъювантов хитозана сукцината и эмульсигена Д при двукратном введении с интервалом 21 день.

Выводы.

1. Для конструирования вакцины против ИРТ в качестве адъювантов наиболее приемлемо использовать хитозана сукцинат и эмульсиген Д.

2. Оптимальный срок иммунизации – двукратно с интервалом 21 день.

Список литературы

1. Машеро, В.А. Инфекционные болезни телят / В.А. Машеро; науч. ред. П.А. Красочко. – Витебск: УО ВГАВМ, 2006. – 263 с.
2. Болезни крупного рогатого скота и овец / П.А. Красочко, З.Д. Джамбулатов, К.Б. Курбанмагомедов и др. / Под ред. П.А. Красочко. Махачкала: 2007 – 657 с.
3. Медуницын, Н.В. Вакцинология : учеб. пособие / Н.В. Медуницын. – 2-е изд. – М. : Триада-Х, 2004. – 448 с.
4. Иммунокоррекция в клинической ветеринарной медицине / П.А. Красочко, М.В. Якубовский, И.А. Красочко и др. / Под ред. П.А. Красочко. Минск, Техноперспектива, 2008. – 520 с.

IMMUNE RESPONSE IN ANIMALS TO INTRODUCTION OF INACTIVATED INFECTIOUS BOVINE RHINOTRACHEITIS VIRUS WITH DIFFERENT ADJUVANTS

Krasochko V.P.

Vitebsk State Academy of Veterinary Medicine, Republic of Belarus

The results of immune response study in different animals to introduction of inactivated infectious bovine rhinotracheitis virus are shown. It was determined, that hitozan succinate and emulsigen stimulate biosynthesis of maximal levels of specific antibodies.

УДК 619:616-084:615.37:636.2

ГУМОРАЛЬНЫЕ ФАКТОРЫ ЗАЩИТЫ ОРГАНИЗМА ТЕЛЯТ ПРИ КОМПЛЕКСНОМ ИСПОЛЬЗОВАНИИ БИОЛОГИЧЕСКИ АКТИВНЫХ ВЕЩЕСТВ

Красочко П.А.

РУП «Институт экспериментальной ветеринарии им. С.Н. Вышелесского», г. Минск, Республика Беларусь

Шейграцова Л. Н.

РУП «Научно-практический центр НАН Беларуси по животноводству», г. Жодино, Минской обл., Республика Беларусь

В последние годы значительно возрос интерес исследователей и практических специалистов к проблеме иммуномодуляции, что связано, прежде всего, с возрастающей нагрузкой на организм животных неблагоприятных антропогенных факторов, существенным ростом иммунодефицитных состояний и пониманием того, что развитие большинства патологических процессов обусловлено нарушением функций иммунной системы [4].

Естественную устойчивость животных к воздействию различного рода неблагоприятных факторов внешней среды обеспечивает целый ряд защитных механизмов. Среди них большую и важную роль играют гуморальные факторы защиты организма [2, 5].

Кровь животных обладает способностью задерживать рост (бактериостатическая способность) или вызывать гибель (бактерицидная способность) микроорганизмов многих видов, что обуславливается содержащимися в ней лизоцимом, комплементом, пропердином, интерфероном и бактериолизинном, способных растворять бактериальные клетки. Из факторов гуморальной устойчивости большое значение имеет лизоцим. Лизоцим (муромидаза) – универсальный защитный фермент, который содержится в слюне, слезах, носовой слизи, секрете слизистых оболочек, сыворотке крови и экстрактах, полученных из разных органов и тканей. Это фермент клеточных гидролаз, в организме животных разрушает оболочки бактериальных клеток, создает антибактериальный барьер в местах контакта с внешней средой, стимулирует фагоцитоз [1]. Основными источниками лизоцима являются нейтрофилы, моноциты и тканевые макрофаги. Биологическая роль лизоцима, его содержание в крови и серозных полостях, имеют важное значение в системе естественных защитных функций. Лизоцимная, бактерицидная и бета-литическая активности сыворотки крови являются достоверными диагностическими показателями неспецифической устойчивости животных. Увеличение этих показателей в сыворотке крови позволяет судить о повышении естественных защитных сил организма.

Из гуморальных факторов защиты следует отметить также роль общего белка сыворотки крови и его фракций. Изучение закономерностей изменения общего белка и его фракций, в особенности гамма-глобулиновой фракции, позволяет понять характер комбинаций белкового спектра сыворотки крови при изменении возраста и различных заболеваний. Белковые фракции крови претерпевают как количественные, так и качественные изменения.

По данным многих ученых установлено, что высокое содержание общего белка и его гамма-глобулиновой фракции убедительно свидетельствует о достаточно хорошем состоянии здоровья животных [1, 2, 3].

Одним из возможных путей направленного на повышения неспецифических защитных сил организма животных является применение биологически активных веществ, таких как минералы, витамины, ферменты, аминокислоты и т. д.