ลักษณะสมบัติของ Viral Responsive Protein 15 และบทบาทที่เป็นไปได้ในการนำไวรัส เข้า/ออกนิวเคลียสในกุ้งกุลาดำ Penaeus monodon



นางสาวกฤษดาพร จาตุรนตกุล



วิทยานิพนธ์นี้เป็นส่วนหนึ่งของการศึกษาตามหลักสูตรปริญญาวิทยาศาสตรมหาบัณฑิต สาขาวิชาชีวเคมีและชีววิทยาโมเลกุล ภาควิขาชีวเคมี คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย ปีการศึกษา 2556 ลิขสิทธิ์ของจุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย



CHARACTERIZATION OF VIRAL RESPONSIVE PROTEIN 15 AND ITS POSSIBLE ROLE IN NUCLEAR IMPORT/EXPORT OF VIRUS IN BLACK TIGER SHRIMP *Penaeus monodon*



Miss Krisadaporn Jaturontakul

A Thesis Submitted in Partial Fulfillment of the Requirements for the Degree of Master of Science Program in Biochemistry and Molecular Biology

Department of Biochemistry

Faculty of Science

Chulalongkorn University

Academic Year 2013

Copyright of Chulalongkorn University

Thesis Title	CHARACTERIZATION OF VIRAL RESPONSIVE
	PROTEIN 15 AND ITS POSSIBLE ROLE IN NUCLEAR
	IMPORT/EXPORT OF VIRUS IN BLACK TIGER
	SHRIMP Penaeus monodon
Ву	Miss Krisadaporn Jaturontakul
Field of Study	Biochemistry and Molecular Biology
Thesis Advisor	Assistant Professor Kuakarun Krusong, Ph.D.
Thesis Co-Advisor	Professor Anchalee Tassanakajon, Ph.D.

Accepted by the Faculty of Science, Chulalongkorn University in Partial Fulfillment of the Requirements for the Master's Degree

Dean of the Faculty of Science (Professor Supot Hannongbua, Ph.D.)

THESIS COMMITTEE

P Pysawardi	Chairman
(Professor Piamsook Pongsawasdi, Ph.D.	
U. Unsej	Thesis Advisor
(Assistant Professor Kuakarun Krusong, P	
a Tassonly	Thesis Co-Advisor
(Professor Anchalee Tassanakajon, Ph.D.)
Min	Examiner
(Assistant Professor Rath Pichyangkura, F	
(Kallaya Sritunyalucksana-Dangtip, Ph.D.	

Viral responsive protein 15 (PmVRP15) ค้นพบจากการระบุยีนที่มีการแสดงออกเพิ่มสูงขึ้นใน เชลล์เม็ดเลือดของกุ้งกุลาดำที่ติดเชื้อไวรัสตัวแดงดวงขาวในระยะต้น (24 ชม.) และระยะปลาย (48 และ 72 ขม.) ด้วยเทคนิค suppression subtractive hybridization (SSH) เมื่อทำนายโครงสร้างโปรตีนพบว่า PmVRP15 ประกอบด้วยส่วนของ transmembrane อยู่ 1 ส่วน จากการเลี้ยงเซลล์เม็ดเลือดกุ้งกุลาดำ (primary hemocyte cultures) พบว่ายืน PmVRP15 มีการแสดงออกสูงขึ้นประมาณ 1.1, 2.6, 3.6, 6.7 และ 4.1 เท่าหลังจากติดเชื้อไวรัสตัวแดงดวงขาว ที่เวลา 6, 12, 24, 48 และ 72 ขม. ตามลำดับ ผลการยับยั้งการ แสดงออกของยืน PmVRP15 ด้วยเทคนิค RNA interference พบว่า เมื่อฉีด dsRNA PmVRP15 ส่งผลให้อัตรา การเพิ่มจำนวนของไวรัสโรคตัวแดงดวงขาวลดลงถึง 4.2 เท่าเมื่อเปรียบเทียบกับกลุ่มควบคุม จึงกล่าวได้ว่ายืน ้ดังกล่าวมีผลต่อการเพิ่มจำนวนของไวรัสตัวแดงดวงขาว เมื่อวิเคราะห์บริเวณที่มีการแสดงออกของโปรตีน PmVRP15 ด้วยเทคนิค confocal laser scanning microscopy พบว่าโปรตีน PmVRP15 มีการแสดงออก ้บริเวณนิวเคลียร์เมมเบรน และเมื่อสกัดแยกเซลล์เม็ดเลือดกุ้งกุลาดำที่ติดเชื้อไวรัสตัวแดงดวงขาว พบโปรตีน PmVRP15 อยู่ในส่วนใสของนิวเคลียสและส่วนที่จับกับโครมาติน ดังนั้น PmVRP15 อาจเกี่ยวข้องหรือทำหน้าที่ เป็นส่วนหนึ่งของเมมเบรนโปรตีนในนิวเคลียส เป็นไปได้ว่า PmVRP15 เกี่ยวข้องกับการเข้าสู่นิวเคลียสหรือออก จากนิวเคลียสของเชื้อไวรัสตัวแดงดวงขาว จึงทดสอบโดยการหาจำนวนไวรัสตัวแดงดวงขาวในส่วนนิวเคลียส และไซโทพลาสซึมในสภาวะที่ยับยั้งการแสดงออกของยืน *Pm*VRP15 ในกุ้งติดเขื้อไวรัสตัวแดงดวงขาว เปรียบเทียบกับกลุ่มควบคุม ผลการทดลองพบว่าการยับยั้งการแสดงออกของยีน *Pm*VRP15 ส่งผลให้จำนวน ไวรัสตัวแดงดวงขาวในส่วนนิวเคลียสต่อไชโทพลาสซึมลดลงกว่ากลุ่มควบคุมถึง 9.3 เท่า จึงกล่าวได้ว่า PmVRP15 อาจมีผลต่อการเข้าสู่นิวเคลียสของเชื้อไวรัสตัวแดงดวงขาว เนื่องจากการตกผลึกโปรตีนเป็นอีก วัตถประสงค์หนึ่งของงานวิจัยนี้ จึงทำการผลิตโปรตีนรีคอมบิแนนท์ *Pm*VRP15 ทั้งในระบบยีสต์ Soccharomyces cerevisiae และแบคทีเรีย Escherichia coli พบว่าโปรตีนรีคอมบิแนนท์ PmVRP15 มีการ แสดงออกเพียงเล็กน้อยในระบบยีสต์ 5. cerevisiae สายพันธ์ FGY217 แต่มีการแสดงออกสูงในแบคทีเรีย E. coli สายพันธุ์ C43 (DE3) ที่เวลา 1-3 ขม.หลังจากเหนี่ยวนำการแสดงออกของโปรตีนด้วย IPTG เข้มข้น 1 มิลลิ โมลาร์ จากนั้นทำโปรตีนให้บริสุทธิ์ด้วยนิกเกิลคอลัมน์และคอลัมน์แบบแลกเปลี่ยนไออน DEAE ตามลำดับ เมื่อ ์ วิเคราะห์น้ำหนักโมเลกุลของโปรตีนด้วย MALDI-TOF พบว่า โปรตีน r*Pm*VRP15 มีขนาด 15.899 กิโลดาลตัน และจากการวิเคราะห์โครงสร้างทุติยภูมิด้วยเทคนิค Circular Dichroism spectroscopy พบว่าโปรตีน rPmVRP15 ประกอบด้วยส่วนของแอลฟาเฮลิกซ์ 48.45 % และเบต้าชีท 13.57 % นอกจากนี้ยังหาสภาวะที่ เหมาะสมในการตกผลึกโปรตีน rPmVRP15 เพื่อใช้ในการวิเคราะห์โครงสร้างสามมิติด้วยเทคนิค X-ray crystallography โดยสภาวะที่เหมาะสมที่ทำให้เกิดผลึกคือ Index $^{\text{TM}}$ D12 ซึ่งพบจุดที่เกิดจากการเลี้ยวเบนของ โปรตีน อย่างไรก็ดีจะทำการปรับปรุงสภาวะเพื่อให้ได้ผลึกที่เหมาะสำหรับการวิเคราะห์โครงสร้างต่อไป

ภาควิชา ชีวเคมี

สาขาวิชา ชีวเคมีและชีววิทยาโมเลกล

ปีการศึกษา 2556

ลายมือชื่อ อ.ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์หลัก ผู้มา คุณ ลายมือชื่อ อ.ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์หลัก ผู้มา คุณ ลายมือชื่อ อ.ที่ปรึกษาวิทยานิพนธ์ร่วม



5472803223 : MAJOR BIOCHEMISTRY AND MOLECULAR BIOLOGY KEYWORDS: WHITE SPOT SYNDROME VIRUS / VIRAL RESPONSIVE PROTEIN 15 / PENAEUS MONODON

> KRISADAPORN JATURONTAKUL: CHARACTERIZATION OF VIRAL RESPONSIVE PROTEIN 15 AND ITS POSSIBLE ROLE IN NUCLEAR IMPORT/EXPORT OF VIRUS IN BLACK TIGER SHRIMP Penaeus monodon. ADVISOR: ASST. PROF. KUAKARUN KRUSONG, Ph.D., CO-ADVISOR: PROF. ANCHALEE TASSANAKAJON, Ph.D., 134 pp.

A viral responsive protein 15 (PmVRP15) has been identified from suppression subtractive hybridization library at the early (24 h) and late phase (48/72h). PmVRP15 was highly up-regulated in the hemocyte of white spot syndrome virus-infected Penaeus monodon. A protein domain prediction indicated that PmVRP15 consisted of a transmembrane helix. In primary hemocyte cultures, PmVRP15 mRNA expression was upregulated about 1.1, 2.6, 3.6, 6.7 and 4.1 fold at 6, 12, 24, 48 and 72 h post-WSSV infection, respectively. After PmVRP15 gene silencing by RNA interference (RNAi), VP28 transcript was reduced by 4.2 fold at 24 h post WSSV-infection, compared to normal WSSV-infected P. monodon hemocytes. These results suggested that PmVRP15 is important to WSSV propagation. Confocal laser scanning microscopy study, revealed that PmVRP15 localized at the nuclear membrane. In this study, subcellular fractionation of WSSV-infected hemocytes showed that PmVRP15 was probed in soluble nuclear and chromatin-bound fractions. Taken together, PmVRP15 may function in nucleus as a part of membrane protein or related with membrane protein. It is possible that PmVRP15 involves in nuclear import/export of WSSV. To test this hypothesis, ratio of WSSV DNA in nuclear and cytoplasmic fractions of normal and PmVRP15-silenced hemocytes were compared. Knockdown of PmVRP15 resulted in a lower ratio of WSSV copy number in nuclear to cytoplasmic fractions by 9.3 fold, compared to that of control, indicating that PmVRP15 may involve in nuclear entry of WSSV. For crystallization purpose, rPmVRP15 was expressed in Saccharomyces cerevisiae and Escherichia coli expression system. Full-length rPmVRP15 was expressed at low level in S. cerevisiae (FGY217) but overexpressed in E. coli C.43 (DE3) at 1-3 h after IPTG-induction. The rPmVRP15 was purified by Ni-NTA and DEAE columns, respectively. MALDI-TOF MS revealed that the molecular weight of PmVRP15 is 15.899 kDa. Circular dichroism spectroscopy has been used to examine secondary structure of PmVRP15. PmVRP15 contains 48.45 % of alpha-helix and 13.57 % of beta-sheet. In addition, screening of PmVRP15 crystallization conditions was performed in order to obtain a crystal for structure determination by X-ray crystallography. Crystals produced in IndexTM D12 gave close spots in diffraction, suggesting the presence of protein. This condition will be optimized for further X-ray crystallographic study.

Department: Biochemistry

Field of Study: Biochemistry and Molecular

Biology

Academic Year: 2013

Student's Signature Krisadaporn Jaturontakul
Advisor's Signature a. Tassawky

ACKNOWLEDGEMENTS

Foremost, I would like to express the deepest appreciation to my supervisor, Assist. Prof. Dr. Kuakarun Krusong for all excellent patience, guidance, suggestion and persistent encouragement that has made this thesis successful. Thank you for her dedicate valuable time to give me suggestion and discussion on my works including my experiments and project presentation. I am grateful to Prof. Dr. Anchalee Tassanakajon, for her great supports, immense knowledge, advises and teach me to be a good researcher. Her guidance helped me in all the time of research and writing of this thesis.

Also, I would like to appreciate Assoc. Prof. Dr. Vichien Rimphanitchayakit, Assist. Prof. Dr. Kunlaya Somboonwiwat, Dr. Premruethai Supungul, Dr. Piti Amparyup and all members in CEMs laboratory, Thailand for their helpful suggestion and discussion on my works. A special thanks goes to Assoc. Prof. Chartchai Krittanai and his staff at Mahidol university to acknowledge the access to the CD spectrometer at Mahidol University (Salaya Campus).

My appreciation is also to Dr. Sujint Thammasart, D.V.M. at Charoen Pokphand Foods PCL and Mr. Arthit Chalorsrikul, Aquatic animal health research center CPF for his kind assistance on the detection of WSSV copy number. My sincere thanks also goes to Mr. Thapanan Jatuyosporn, for his greatly suggestion teaching and helping me in this projects.

I would like to thank the rest of my thesis's defense committee, Prof. Piamsook Pongsawasdi, Assist. Prof. Rath Pichyangkura and Dr. Kallaya Sritunyalucksana-Dangtip for their encouragement, insightful comments.

I gratefully acknowledge the funding received from His Majesty the King's 72nd Birthday Anniversary Scholarship for studentship and the 90th Year Chulalongkorn Scholarship for research grant.

Finally, I would especially like to thank my parents and all of my family for endless love, care, understanding and constant encouragement me spiritually throughout my life.



CONTENTS

	Pag
THAI ABSTRACT	iv
ENGLISH ABSTRACT	V
ACKNOWLEDGEMENTS	vi
CONTENTS	vii
LIST OF TABLES	xiii
LIST OF FIGURES	xiv
LIST OF ABBREVIATIONS	XVii
CHAPTER I	1
INTRODUCTION	1
1.1 Shrimp culture industry	1
1.2 Shrimp aquaculture in Thailand	1
1.3 Major viral diseases in shrimp	4
1.3.1 White spot syndrome (WSS) disease	4
1.3.2 Yellow head (YHV) disease	9
1.4 The innate immune responses in crustaceans	10
1.5 Cell-mediated defense reactions	11
1.6 Humoral defense system	11
1.6.1 Pattern recognition proteins	11
1.6.2 The prophenoloxidase (proPO) system	13
1.6.3 Antimicrobial peptides (AMPs)	15
1.6.4 The coagulation system/ the clotting system	18
1.6.5 Apoptotic and tumor proteins	19
1.6.6 Proteinase inhibitors	19
1.7 Other immune molecules	21
1.8 Viral Responsive Protein 15 (PmVRP15)	22
1.8.1 The full-length cDNA of <i>Pm</i> VRP15 and sequence analysis	25
1.9 Purposes of the thesis	30



	Page
CHAPTER II	. 31
MATERIALS AND METHODS	. 31
2.1 Materials	. 31
2.1.1 Equipment	. 31
2.1.2 Chemicals, Reagents and Biological substance	. 33
2.1.3 Enzymes and Kits	. 36
2.1.4 Microorganisms	. 37
2.1.5 Softwares	. 37
2.2 Animal cultivation	39
2.3 Purification of WSSV	39
2.4 Shrimp hemocyte primary cell cultures	. 39
2.5 Total RNA extraction by TRI reagent, and DNase treatment	40
2.6 Single-stranded cDNA synthesis using a First Strand cDNA Synthesis Kit	40
2.7 Determination of <i>Pm</i> VRP15 mRNA expression in response to WSSV infection shrimp hemocyte primary cell culture by RT-PCR and Real-time PCR	
2.8 Production of PmVRP15 and GFP dsRNA	42
2.9 Gene silencing of <i>Pm</i> VRP15 in WSSV-infected hemocyte cell culture	43
2.10 Investigation of VP28 transcript level after <i>Pm</i> VRP15 silencing in WSSV-infection hemocytes by RT-PCR and quantitative Real-time PCR	
2.11 Purification of primary antibody	46
2.12 Visualization of normal and <i>Pm</i> VRP15-knockdown hemocyte-infected by Wusing confocal immunofluorescence microscopy	
2.13 Confirmation of Pm VRP15 and β -actin in shrimp hemocyte of normal and Pm VRP15-silenced by Western blotting analysis	47
2.13.1 Hemocyte lysate preparation	47
2.13.2 Protein expression of <i>Pm</i> VRP15 and β-actin in shrimp hemocyte	47
2.14 Protein localization of <i>Pm</i> VRP15 by subcellular protein fractionation	48

	Page
2.15 Quantification of WSSV copy number in normal and <i>Pm</i> VRP15 silencing	
hemocytes after WSSV infection	48
2.15.1 Confirmation of cross contamination in cytoplasmic and nuclear	
fractions of PmVRP15 silencing and control (GFP silencing) using West	ern
blotting analysis	50
2.16 Expression of rPmVRP15 gene in Saccharomyces cerevisiae	51
2.16.1 Cloning of <i>Pm</i> VRP15 gene into pDDGFP2 vector by homologous recombination	51
2.16.2 Amplification of <i>Pm</i> VRP15 gene	52
2.16.3 Digestion of pDDGFP-2 vector with Sma I	52
2.16.4 Transformation of gene-vector construct in S. cerevisiae	53
2.16.4.1 Preparation of competent cells	53
2.16.4.2 Transformation	53
2.16.5 Production of recombinant <i>Pm</i> VRP15 (r <i>Pm</i> VRP15) in <i>S. cerevisiae</i> expression system	53
2.17 Cloning and Expression of full-length and truncated rPmVRP15 into pGEX4	T-3
vector	54
2.17.1 Amplification of full-length and truncated rPmVRP15	54
2.17.2 Optimization of full-length and truncated rPmVRP15 expression	56
2.18 Production of rPmVRP15 in E. coli expression system	57
2.18.1 Optimization of the rPmVRP15 expressions	59
2.18.2 Membrane preparation of the rPmVRP15	59
2.18.3 Purification of the r <i>Pm</i> VRP15 by Nikel-nitrilotriacetic acid (Ni-NTA) Sepharose 6 Fast Flow (GE Healthcare)	59
2.18.4 Purification of the rPmVRP15 by HiTrap DEAE Fast Flow (GE Healthca	re)
	60
2.19 Western blot analysis	60
2.20 Determination of protein concentration by Pierce® BCA Protein Assay Kit	
(Thermo scientific)	62

Page

2.21 Molecular mass analysis of rPmVRP15 using MALDI-TOF Mass spectrometry

2.22 Determination of secondary structure of rPmVRP15 using Circular Dichroism

3.9 Quantitation of WSSV copy number in nuclear and cytoplasmic fractions of

3.9.1 No cross contamination in cytoplasmic and nuclear fractions of WSSV-

3.10.1 Amplification of *Pm*VRP15 gene80

infected PmVRP15 silenced and control79

Page	e
3.10.3 Production of recombinant PmVRP15 (rPmVRP15) in S. cerevisiae	
expression system81	
3.11 Cloning and expression of full-length and truncated r <i>Pm</i> VRP15 protein in <i>E. coli</i> expression system	
3.11.1 Amplification of full-length and truncated rPmVRP1583	
3.11.2 Expression of full-length and truncated rPmVRP15 in E. coli system 83	
3.12 Expression and purification of rPmVRP15 in E. coli expression system	
3.12.1 Expression of r <i>Pm</i> VRP15 in <i>E. coli</i> C43 (DE3)	
3.12.2 Purification of the r <i>Pm</i> VRP15 by Nikel-nitrilotriacetic acid (Ni-NTA) Sepharose 6 Fast Flow (GE Healthcare)	
3.12.3 Purification of the r <i>Pm</i> VRP15 by HiTrap DEAE Fast Flow (GE Healthcare)	
3.12.4 Confirmation of purified rPmVRP15 by Western blot analysis89	
3.13 Determination of rPmVRP15 using MALDI-TOF Mass spectrometry (MALDI-TOF MS)	
3.14 Determination of secondary structure of r <i>Pm</i> VRP15 using Circular Dichroism (CD) spectroscopy	
3.15 Pre-crystallization test by PCT TM (Hampton Research)	
3.16 Protein crystallization	
CHAPTER IV	
DISCUSSION	
CHAPTER V	
CONCLUSIONS	
REFERENCES	
APPENDICES	
APPENDIX A	
APPENDIX B	
PRESENTATIONS 133	



LIST OF TABLES

	Pag	зe
Table 1.1 Aqu	uaculture production of black tiger shrimp in Thailand	. 2
Table 1.2 Chr	ronology of white spot syndrome virus outbreaks in shrimp farming	
COL	untries in Asia and America	. 5
Table 1.3 Up	-regulated genes in the hemocytes of WSSV-infected P. monodon	
ide	entified from suppression subtractive hybridization	23
Table 2.1 Nu	cleotide sequences of primers for RT-PCR amplification	11
Table 2.2 Nu	cleotide sequences of primers for qRT-PCR amplification	12
Table 2.3 Nu	cleotide sequences of primers for dsRNA production	14
Table 2.4 Nuc	cleotide sequences of primers for PCR amplification	52
Table 2.5 Spe	ecific primers used for cloning full-length and truncated <i>Pm</i> VRP15 into	O
pG	EX4T-3 vector	55
Table 2.6 PC	T results and recommended action	54
Table 3.1 The	e ratio of WSSV copy number of <i>Pm</i> VRP15 silencing in nucleus/	
cyt	coplasm compare to control (GFP-silenced hemocytes)	78



LIST OF FIGURES

	Pa	age
Figure 1.1	The black tiger shrimp (Penaeus monodon) and white shrimp	
	(Litopenaeus vannamei) export of Thailand during 2006 to 2013	3
Figure 1.2	(a) Morphology of the white spot syndrome virus (WSSV) virion. (b)	
	Electron micrograph showing WSSV virions with the tail-like appendage	7
Figure 1.3	A proposed model of the morphogenesis of white spot syndrome virus	
	(WSSV)	7
Figure 1.4	A scheme for prophenoloxidase-activation in arthropods	. 14
Figure 1.5	Nucleotide and deduced amino acid sequences of PmVRP15	. 25
Figure 1.6	PmVRP15 expression analysis in various shrimp tissues by RT-PCR	. 26
Figure 1.7	PmVRP15 expressions in response to WSSV at 24, 48 and 72 h post-	
	infection in P. monodon hemocytes compared to uninfected hemocyte	es
	by RT-PCR	. 26
Figure 1.8	Up-regulation of PmVRP15 mRNA in response to WSSV infection	. 27
Figure 1.9	Knockdown of $\ensuremath{\textit{Pm}}\xspace$ VRP15 gene expression leads to a reduction of WSSV	,
	replication in <i>P. monodon</i> by RT-PCR	. 28
Figure 1.10	CFLM-derived images of the uninfected (control) and WSSV-infected	
	hemocytes at 48 hpi with WSSV.	. 29
Figure 2.1	Experiment hypotheses : (A) Pm VRP15 involves in viral entry. (B) Pm VRP	215
	involves in viral exit.	. 49
Figure 2.2	Cloning by homologous recombination into $\it Saccharomyces\ cerevisiae$	
	GFP-fusion vector	. 51
Figure 2.3	Map of the pGEX4T-3 expression vector	. 56
Figure 2.4	Map of the pET-22b(+) expression vector	. 58
Figure 2.5	Gel and membrane set up for electrophoretic transfer	. 61
Figure 2.6	Chemical reaction of NBT and BCIP substrates with alkaline phosphatas	se.
		. 62
Figure 2.7	Pre-crystallization test results (A) light precipitate and (B) heavy	
	amorphous precipitate	. 65
Figure 2.8	Two main techniques used in protein crystallization. (A) Sitting drop va	роі
	diffusion method and (B) Hanging drop vapor diffusion method	. 66
_	PmVRP15 mRNA levels in response to WSSV infection	
Figure 3.2	Up regulation of Pm//PD15 mPN/A in response to M/SSV/ infection	60



	Page
Figure 3.3	Analysis of GFP dsRNA and <i>Pm</i> VRP15 dsRNA by 1.5% agarose gel electrophoresis
Figure 3.4	Silencing of <i>Pm</i> VRP15 expression in WSSV-infected <i>P. monodon</i> hemocytes resulted in the reduction of VP28 gene expression
Figure 3.5	Silencing of VRP15 mRNA in response to WSSV propagation
Figure 3.6	Immunofluorescent staining analysis of the <i>Pm</i> VRP15 protein content in the <i>Pm</i> VRP15 silencing of WSSV-infected hemocytes compare to control (GFP silencing of WSSV-infected hemocytes) by confocal laser scanning microscopy
Figure 3.7	RNAi-mediated in suppression of <i>Pm</i> VRP15 (<i>Pm</i> VRP15 dsRNA) resulted in a reduction of protein level compare to GFP dsRNA as a control
Figure 3.8	Western blotting analysis of the <i>Pm</i> VRP15 protein in WSSV-infected hemocytes
Figure 3.9	Western blot analysis of cytoplasmic and nuclear fractions of WSSV-infected <i>Pm</i> VRP15-silenced and GFP-silenced hemocytes
Figure 3.10	Amplification of <i>Pm</i> VRP15 gene with specific primers that include 5' overhangs complementing the upstream and downstream sequences to either side of the <i>Sma</i> I site in pDDGFP-2 vector
Figure 3.11	Analysis of <i>Sma</i> I-linearized pDDGFP-2 vector (lane 2) compare with non-digested pDDGFP-2 vector
Figure 3.12	Protein expression of crude rPmVRP15 in <i>S. cerevisiae</i> (FGY217) post-galactose induction at 22 h compared to non-galactose induced rPmVRP15
Figure 3.13	Protein expression of r <i>Pm</i> VRP15 in <i>S.cerevisiae</i> (FGY217) compare with control (FGY217)
Figure 3.14	PCR products of full-length (414 bp), N-terminal truncated (112 bp) and C-terminal truncated (229 bp) of <i>Pm</i> VRP15
Figure 3.15	Western blotting analysis of full-length <i>Pm</i> VRP15-recombinant pGEX4T-3.
Figure 3.16	Western blotting analysis of N-terminal truncated <i>Pm</i> VRP15-recombinant pGEX4T-385
Figure 3.17	Western blotting analysis of C-terminal truncated <i>Pm</i> VRP15-recombinant pGEX4T-385
Figure 3.18	Expression of rPmVRP15 in E. coli C43 (DE3)

	Page
Figure 3.19	Coomassie brilliant blue staining and Western blot analysis of r <i>Pm</i> VRP15 in <i>E. coli</i> C43 (DE3)
Figure 3.20	15% SDS-PAGE analysis of purified r Pm VRP15 by Ni-NTA Sepharose $^{\text{TM}}$ 6
Figure 3.21	15% SDS-PAGE analysis of purified r <i>Pm</i> VRP15 by HiTrap DEAE Fast Flow.
Figure 3.22	15% SDS-PAGE followed by coomassie brilliant blue staining (A) and Western blotting (B) analysis of purified rPmVRP1590
Figure 3.23	MALDI-TOF mass spectrometry analysis of r <i>Pm</i> VRP15. Molecular mass of r <i>Pm</i> VRP15 was 15,899.9 Da
Figure 3.24	CD spectropolarimeter showed the characteristic spectra of different types of secondary structure (A) and CD spectra of rPmVRP15 (B)91
Figure 3.25	Analysis of predicted secondary structure percentages of rPmVRP15 using K2D3 deconvolution software
Figure 3.26	PCT Reagent A1/A2 and B1/B2 results of rPmVRP15 protein using a light microscope
Figure 3.27	Crystals appear in different conditions in 96-well plate
Figure 3.28	A diffraction image of Index H9 crystal, tested on beamline BL13B1 of NSRRC using an ADSC Quantum 315 CCD detector
Figure 3.29	A diffraction image of MembFac A2 crystal, tested on beamline BL13B1 of NSRRC using an ADSC Quantum 315 CCD detector
Figure 3.30	A diffraction image of Index D12 crystal, tested on beamline BL13B1 of NSRRC using an ADSC Quantum 315 CCD detector

LIST OF ABBREVIATIONS

A Ampere

bp Base pair

Da Dalton

DNA Deoxyribonucleic acid

dsRNA Double-stranded RNA

EST Expressed sequence tag

F Forward

FBS Fetal bovine serum

g Gram

GFP Green fluorescence protein

h Hour, Hours

HPI Hour post infection

K Kilo

Liter

LB Luria-Bertani

m Milli

M Molar

min Minute, Minutes

MW Molecular weight

No. Number

PAGE polyacrylamide electrophoresis

PCR Polymerase chain reaction

PBS 1x phosphate buffered saline



Pm Penaeus monodon

R Reverse

Rb Rabbit

RNA Ribonucleic acid

RNAi RNA interference

RT Reverse transcription

RT Room temperature

SD Standard deviation

sec Seconds

SPF Specific pathogen free

SPI Serine proteinase inhibitor

SSH Suppression subtractive hybridization

ssRNA Single-stranded RNA

THC Total hemocyte number

μ Micro

UV Ultraviolet

V Volt

VRP15 Viral responsive protein 15 kDa

WSSV White spot syndrome virus

YHV Yellow head virus

YPD A blend of yeast extract, peptone, and

dextrose in optimal proportions for

growth of most strains of S. cerevisiae

