

ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO

CARRERA DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

**APLICACIÓN DE PIGMENTOS NATURALES (EXTRACTO
DE AJÍ) EN DIETAS BALANCEADAS PARA TRUCHA
ARCO IRIS Y SU FIJACIÓN CON SELENIO ORGÁNICO.**

PREVIA A LA OBTENCIÓN DE TÍTULO DE:

INGENIERO AGROPECUARIO

ELABORADO POR:

DIEGO FERNANDO ANDINO BARRERA

DANNY GABRIEL LÓPEZ BURBANO

SANGOLQUÍ, OCTUBRE DEL 2011

RESUMEN

Se evaluó el efecto del extracto de ají (*Capsicum annuum*) en la pigmentación del músculo y su fijación con selenio orgánico en la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) en comparación con alimento pigmentado y con aceite de krill en alimento sin pigmento. Se utilizaron dos dosis de carotenoides procedentes del ají 80 y 120 ppm y tres dosis de selenio orgánico 0, 0.03, 0.05% por kg de alimento. El experimento tuvo una duración de 17 semanas y se realizó en un estanque donde todos los tratamientos tuvieron las mismas condiciones físico-químicas del agua, donde se introdujeron doce jaulas de 1m³ de madera divididas en dos secciones de mismas dimensiones, en las cuales se colocaron 10 animales de 124 ± 5 gr. Una vez que los animales alcanzaron un peso de 300±13 gr se determinó variables comerciales (peso final, largo total y largo parcial), pruebas de laboratorio (hematocrito, hemoglobina, proteínas totales, albúmina, glóbulos rojos y glóbulos blancos), variables pigmentantes (evaluación sensorial y porcentaje de retención de carotenoides totales en el músculo) y parámetros productivos (ganancia de peso, tasa específica de crecimiento e índice de conversión alimenticia). Los resultados indicaron que los valores de los parámetros morfométricos y parámetros productivos presentaron diferencias significativas entre los datos obtenidos en el T6 y T8 versus el resto de tratamientos en cuanto a las variables sanguíneas el mejor tratamiento fue T4 para células sanguíneas y T2 y T5 para las variables plasmáticas, en cuanto a la coloración los mejores tratamientos fueron T6 y T8 lo que indica que es posible utilizar extracto de ají en la pigmentación y fijarlo con selenio orgánico en el músculo de la trucha arco iris.

ABSTRACT

The effect of the extract of pepper (*Capsicum annuum*) in muscle pigmentation and whether fixation with organic selenium in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) compared with pigmented food and krill oil in food without pigment. We used two doses of carotenoids from chili peppers 80 to 120 ppm and three doses of organic selenium 0, 0.03, 0.05% per kg of food. The experiment lasted 17 weeks and was conducted in a treatment pond where all had the same physico-chemical properties of water, where they introduced 1m³ twelve wooden cages divided into two sections of the same dimensions, which were placed 5 gr.±10 animals of 124. Once the animals reached a weight 13 g was determined trade variables (final weight, total length and±of 300 long time), laboratory tests (hematocrit, hemoglobin, total protein, albumin, red cells and white blood cells), variable pigments (sensory evaluation and percentage retention of total carotenoids in the muscle) and production parameters (weight gain, specific growth rate and feed conversion ratio). The results indicated that the values of morphometric parameters and production parameters differ significantly enter the data obtained in the T6 and T8 versus other treatments in terms of blood variables was the best treatments for blood cells and T4 and T5 to T2 Plasma variables in terms of coloring the best treatments were T6 and T8 which indicates that it is possible to use pepper extract in pigmentation and secure with organic selenium in the muscle of rainbow trout.

CERTIFICACIÓN

Ing. Julio Pazmiño

Bioq. Elena Mafla

Certifican:

Que el trabajo titulado “Aplicación de pigmentos naturales (extracto de ají) en dietas balanceadas para trucha arco iris y su fijación con selenio orgánico”, realizado por Diego Fernando Andino Barrera y Danny Gabriel López Burbano, ha sido guiado y revisado periódicamente y cumple normas estatutarias establecidas por la ESPE, en el Reglamento de Estudiantes de la Escuela Politécnica del Ejército.

Debido a que el presente estudio constituye un importante aporte investigativo para el área pecuaria, recomiendan su publicación.

El mencionado trabajo consta de un documento empastado y un disco compacto el cual contiene los archivos en formato portátil de Acrobat (pdf). Autorizan a Diego Fernando Andino Barrera y Danny Gabriel López Burbano que lo entreguen a la Ing. Patricia Falconí, en su calidad de Coordinadora de la Carrera.

El Prado, octubre del 2011

Ing. Julio Pazmiño
DIRECTOR

Bioq. Elena Mafla
CODIRECTOR

DECLARACION DE RESPONSABILIDAD

Diego Fernando andino Barrera

Danny Gabriel López Burbano

Declaramos que:

El proyecto de grado denominado “Aplicación de pigmentos naturales (extracto de ají) en dietas balanceadas para trucha arco iris y su fijación con selenio orgánico”, ha sido desarrollado con base a una investigación exhaustiva, respetando derechos intelectuales de terceros, conforme las citas que constan al pie de las páginas correspondientes, cuyas fuentes se incorporan en la bibliografía. Consecuentemente este trabajo es de nuestra autoría.

En virtud de esta declaración, nos responsabilizamos del contenido, veracidad y alcance científico del proyecto de grado en mención.

El Prado, octubre del 2011

Diego Fernando Andino Barrera

Danny Gabriel López Burbano

AUTORIZACIÓN

Nosotros, Diego Fernando Andino Barrera y Danny Gabriel López Burbano

Autorizamos a la Escuela Politécnica del Ejército la publicación, en la biblioteca virtual de la Institución del trabajo “Aplicación de pigmentos naturales (extracto de ají) en dietas balanceadas para trucha arco iris y su fijación con selenio orgánico”, cuyo contenido, ideas y criterios son de nuestra exclusiva responsabilidad y autoría.

El Prado, octubre del 2011

Diego Fernando Andino Barrera

Danny Gabriel López Burbano

DEDICATORIA

A nuestros padres, hermanos y amigos que siempre nos han impulsado a ser más para servir mejor, que de forma honesta y desinteresada han invertido su tiempo, recursos y esfuerzo en apoyarnos con el desarrollo de la presente investigación. Somos conscientes que el único camino que guiara nuestro país al desarrollo es el compromiso de sus ciudadanos con la ciencia, de esta manera queremos demostrar a las siguientes generaciones de estudiantes que solo con esfuerzo se puede materializar los sueños.

Diego Fernando Andino Barrera
Danny Gabriel López Burbano

AGRADECIMIENTOS

A la ESPE, su Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y su personal Docente, por los valiosos conocimientos impartidos.

A los Ingenieros Juan Ortiz, Julio Pazmiño, Gabriel Suarez y Bioquímica Elena Mafla, que nos brindaron sus conocimientos para el desarrollo de este proyecto.

A la Ingeniera Daysi Muñoz por demostrar interés, y asesorarnos en varios temas referentes a esta investigación.

A todas las personas que de una u otra manera colaboraron para que se realice nuestro proyecto de tesis.

I. ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	24
1.1	OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN	26
1.1.1	Objetivo General.....	26
1.1.2	Objetivos Específicos	26
II.	REVISIÓN DE LITERATURA	27
2.1	SUSTANCIAS PIGMENTANTES	28
2.2	FUENTE DE CAROTENOIDES PARA SALMÓNIDOS.....	31
2.2.1	Crustáceos.....	32
2.2.2	Levaduras.....	33
2.2.3	Algas.....	33
2.2.4	Plantas.....	34
2.2.5	Carotenoides sintéticos	35
2.3	FUNCIONES DE LOS CAROTENOIDES EN SALMÓNIDOS	36
2.3.1	Precusores de vitamina A.....	36
2.3.2	Reproducción	37
2.3.3	Acción antioxidante.....	37
2.3.4	Promotor de crecimiento	37
2.4	PROCESO DE PIGMENTACIÓN.....	38
2.5	METABOLISMO DE LOS CAROTENOIDES EN SALMÓNIDOS.....	38
2.5.1	Digestión y absorción	39
2.5.2	Transporte de los carotenoides	41
2.5.3	Depósito de los carotenoides en el músculo	41
2.5.4	Metabolismo y excreción.....	42
2.5	FACTORES QUE AFECTAN LA PIGMENTACION DE LOS PECES.....	43
2.6.1	Factores genéticos	43
2.6.2	Peso del pez	44
2.6.3	Maduración sexual.....	44
2.6.4	Estado de salud del pez.....	45

2.6.5	Factores del alimento.....	45
2.6.5.1	Lípidos.....	46
2.6.5.2	Proteínas.....	47
2.6.6	Fabricación del alimento.....	48
2.6.7	Tipo de pigmento.....	49
2.6.8	Temperatura del agua.....	49
2.6.9	Calidad del agua.....	49
2.5	SELENIO.....	50
2.7.1	Requerimientos y señales de deficiencia.....	51
2.7.2	Selenio, respuesta inmune y resistencia a las enfermedades.....	51
2.8	EVALUACIÓN DE PIGMENTACIÓN EN SALMÓNIDOS.....	52
2.8.1	Evaluación sensorial.....	52
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	54
3.1	UBICACIÓN GEOGRÁFICA.....	54
3.1.1	Datos climáticos.....	54
3.2	FASE DE LABORATORIO.....	55
3.3	FASE DE CAMPO.....	56
3.4	METODOLOGÍA.....	58
3.4.1	Elaboración de dietas y tratamientos.....	58
3.4.1.1	Distribución de los tratamientos.....	60
3.4.2	Fase experimental en peces.....	60
3.4.3	Toma de muestras.....	61
3.4.4	Temperatura.....	62
3.4.5	Oxígeno disuelto(<i>OD</i>).....	62
3.4.6	Potencial de hidrógeno (<i>pH</i>).....	63
3.4.7	Frotis.....	63
3.4.8	Ascensos capilares.....	64
3.4.9	Hematocrito (<i>Hcto</i>).....	64
3.4.10	Hemoglobina (<i>Hb</i>).....	65
3.4.11	Proteínas total (<i>Pt</i>).....	66

3.4.12 Albumina (<i>Alb</i>)	67
3.4.13 Recuento glóbulos rojos y blancos (<i>RBC</i> y <i>WBC</i>)	67
3.4.14 Medición del color muscular (Evaluación cualitativa)	68
3.4.15 Absorción de carotenoides totales en el músculo	69
3.5 DESCRIPCIÓN DE LAS VARIABLES.....	70
3.5.1 Parámetros comerciales	70
3.5.1.1 Peso.....	71
3.5.1.2 Largo total	71
3.5.1.3 Ancho	71
3.5.2 Parámetros productivos	71
3.5.2.1 Factor de conversión alimenticia (FCA)	71
3.5.2.2 Tasa de crecimiento específico	72
3.5.3 Pruebas hematológicas	72
3.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	72
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	73
4.1 PARÁMETROS ABIÓTICOS (PROYECTO DE ACUICULTURA).....	73
4.2 CURVAS DE CRECIMIENTO	74
4.3 VARIABLES COMERCIALES	75
4.3.1 Peso final	75
4.3.2 Largo total	78
4.3.3 Largo parcial.....	81
4.4 PRUEBAS DE LABORATORIO	84
4.4.1 Hematocrito	84
4.4.2 Hemoglobina	87
4.4.3 Proteínas totales	89
4.4.4 Albúmina	93
4.4.5 Glóbulos rojos	96
4.4.6 Glóbulos blancos	99
4.5 VARIABLES PIGMENTANTES	101
4.5.1 Evaluación sensorial.....	101
4.5.2 Porcentaje de retención de carotenoides totales	104

4.6	PARÁMETROS PRODUCTIVOS	107
4.6.1	Ganancia de peso	107
4.6.2	Tasa específica de crecimiento	110
4.6.3	Índice de conversión alimenticia	113
4.7	ANÁLISIS ECONÓMICO	116
V.	CONCLUSIONES.....	119
VI.	RECOMENDACIONES	124
VII.	BIBLIOGRAFÍA	125
VIII.	ANEXOS	140

II. ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 2.1 Principales carotenoides utilizados en nutrición acuícola.	29
Cuadro 3.1 Descripción de materiales de laboratorio.....	55
Cuadro 3.2 Descripción de reactivos de laboratorio.	56
Cuadro 3.3 Descripción de equipos de laboratorio.	56
Cuadro 3.4 Descripción de materiales de campo.	57
Cuadro 3.5 Descripción de insumos.	57
Cuadro 3.6 Descripción de equipos de campo.	57
Cuadro 3.7 Análisis calculado de las dietas experimentales para trucha arco iris (%).	59
Cuadro 4.1 Comportamiento de los parámetros abióticos en el proyecto de Pailones.....	73
Cuadro 4.2 Parámetros abióticos de la piscifactoría de Pailones	73
Cuadro 4.3 Análisis de variancia para el peso final de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.....	75
Cuadro 4.4 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el peso de la trucha arco iris	76
Cuadro 4.5 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el peso de la trucha arco iris	76
Cuadro 4.6 Efecto de los tratamientos sobre el peso de la trucha arco iris	77
Cuadro 4.7 Análisis de variancia para el largo total de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.....	78

Cuadro 4.8 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el largo total de la trucha arco iris	79
Cuadro 4.9 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el largo total de la trucha arco iris	79
Cuadro 4.10 Efecto de los tratamientos sobre el largo total de la trucha arco iris	80
Cuadro 4.11 Análisis de variancia para el largo parcial de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	81
Cuadro 4.12 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el largo parcial de la trucha arco iris	82
Cuadro 4.13 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el largo parcial de la trucha arco iris	82
Cuadro 4.14 Efecto de los tratamientos sobre el largo parcial de la trucha arco iris	83
Cuadro 4.15 Análisis de variancia para el hematocrito de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	84
Cuadro 4.16 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el hematocrito de la trucha arco iris	85
Cuadro 4.17 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el hematocrito de la trucha arco iris	85
Cuadro 4.18 Efecto de los tratamientos sobre el hematocrito de la trucha arco iris	86
Cuadro 4.19 Análisis de variancia para la hemoglobina de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	87

Cuadro 4.20 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la hemoglobina de la trucha arco iris	88
Cuadro 4.21 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la hemoglobina de la trucha arco iris	88
Cuadro 4.22 Efecto de los tratamientos sobre la hemoglobina de la trucha arco iris.....	88
Cuadro 4.23 Análisis de variancia para la cantidad de proteína en la sangre de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	90
Cuadro 4.24 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la proteína de la trucha arco iris	90
Cuadro 4.25 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la proteína de la trucha arco iris	91
Cuadro 4.26 Efecto de los tratamientos sobre la proteína de la trucha arco iris	92
Cuadro 4.27 Análisis de variancia para la albúmina de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.....	94
Cuadro 4.28 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la albúmina de la trucha arco iris	94
Cuadro 4.29 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la albúmina de la trucha arco iris	94
Cuadro 4.30 Efecto de los tratamientos sobre la albúmina de la trucha arco iris.....	95
Cuadro 4.31 Análisis de variancia para el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	96

Cuadro 4.32 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris.....	97
Cuadro 4.33 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris.....	97
Cuadro 4.34 Efecto de los tratamientos sobre el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris.....	98
Cuadro 4.35 Análisis de variancia para el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	99
Cuadro 4.36 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris	100
Cuadro 4.37 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris	100
Cuadro 4.38 Efecto de los tratamientos sobre el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris	100
Cuadro 4.39 Análisis de variancia para la coloración de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.....	102
Cuadro 4.40 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la coloración de la trucha arco iris	102
Cuadro 4.41 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la coloración de la trucha arco iris	103
Cuadro 4.42 Efecto de los tratamientos sobre la coloración de la trucha arco iris.....	103

Cuadro 4.43 Análisis de variancia para la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus s mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	105
Cuadro 4.44 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris	105
Cuadro 4.45 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris.....	106
Cuadro 4.46 Efecto de los tratamientos sobre la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris	106
Cuadro 4.47 Análisis de variancia para la ganancia de peso de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	108
Cuadro 4.48 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris	108
Cuadro 4.49 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris	109
Cuadro 4.50 Efecto de los tratamientos sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris.....	109
Cuadro 4.51 Análisis de variancia para tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	111
Cuadro 4.52 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris.....	111

Cuadro 4.53 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris.....	112
Cuadro 4.54 Efecto de los tratamientos sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris	112
Cuadro 4.55 Análisis de variancia para el índice de conversión alimenticio de la trucha iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011	114
Cuadro 4.56 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris.....	114
Cuadro 4.57 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris.....	115
Cuadro 4.58 Efecto de los tratamientos sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris	115
Cuadro 4.59 Beneficio bruto, costos variables y beneficio neto de los tratamientos en estudio.....	117
Cuadro 4.60 Análisis de dominancia de los tratamientos en estudio	117
Cuadro 4.61 Análisis marginal de los tratamientos no dominados	118

IV. ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 2.1 Fórmula desarrollada de la astaxantina (Young y Britton 1993)	30
Figura 2.2 Vías metabólicas de los carotenoides en el pez (Torrissen <i>et al</i> , (1989), Hardy <i>et al</i> (1989))	39
Figura 3.1 Fotografía panorámica del proyecto de acuicultura y recursos bioacuáticos, Pailones, IASA I (Andino y López 2011)	54
Figura 3.2 Esquema de la distribución en el Campo (Andino y López 2011)	60
Figura 3.3 Fotografía heparinización de jeringuillas (Andino y López 2011)	62
Figura 3.4 Fotografía de frotis de la sangre de la trucha arco iris (Andino y López 2011) .	64
Figura 3.5 Fotografía de ascenso capilar de la sangre de la trucha arco iris (Andino y López 2011).....	64
Figura 3.6 Fotografía de hematocrito de la sangre de la trucha arco iris (Andino y López 2011).....	65
Figura 3.7 Fotografía del análisis de proteína de la sangre de la trucha arco iris (Andino y López 2011).....	66
Figura 3.8 Fotografía pipeta hematocimétrica con reactivo de Natt y Herrick (Andino y López 2011).....	68
Figura 3.9 Abanico colorimétrico SalmoFan ROCHE® (Hoffman de la Roche 2000).....	69
Figura 3.10 Fotografía extracción pigmento del músculo de la trucha arco iris en aceite (Andino y López 2011)	69

V. ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 4.1 Ritmo de crecimiento de todos los tratamientos durante el periodo de experimentación.....	74
Gráfico 4.2 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el peso final de la trucha arco iris	77
Gráfico 4.3 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el largo total de la trucha arco iris	80
Gráfico 4.4 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el largo parcial de la trucha arco iris.....	83
Gráfico 4.5 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el porcentaje de hematocrito de la trucha arco iris	86
Gráfico 4.6 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de hemoglobina presente en la sangre de la trucha arco iris	89
Gráfico 4.7 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de proteína presente en la sangre de la trucha arco iris	93
Gráfico 4.8 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de albúmina presente en la sangre de la trucha arco iris	95
Gráfico 4.9 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de glóbulos rojos presente en la sangre de la trucha arco iris	98

Gráfico 4.10 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de glóbulos blancos presente en la sangre de la trucha arco iris	101
Gráfico 4.11 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la evaluación sensorial presente en el músculo de la trucha arco iris	104
Gráfico 4.12 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris	107
Gráfico 4.13 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris.....	110
Gráfico 4.14 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris	113
Gráfico 4.15 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris	116

VI. ÍNDICE DE ANEXOS

FOTOGRAFÍAS.....	140
Fotografía 1 Longitud de onda de carotenoides presentes en el ají en el espectrofotómetro (Andino y López 2011).	140
Fotografía 2 Ají luego de salir del horno (Andino y López 2011).....	140
Fotografía 3 Ingredientes utilizados para la elaboración de las dietas (Andino y López 2011).....	141
Fotografía 4 Mezcla de ingredientes para la elaboración de las dietas (Andino y López 2011).....	141
Fotografía 5 Pelletización artesanal de dietas (Andino y López 2011).....	142
Fotografía 6 Diferentes dietas utilizadas en la investigación (Andino y López 2011).....	142
Fotografía 7 Envasado y etiquetado de las dietas utilizadas en la investigación (Andino y López 2011).....	143
Fotografía 8 Distribución en el campo de los distintos tratamientos (Andino y López 2011).....	143
Fotografía 9 Selección de animales (Andino y López 2011).	144
Fotografía 10 Instrumentos utilizados para la toma de muestras (Andino y López 2011).	144
Fotografía 11 Toma de muestras sanguíneas (Andino y López 2011).....	145
Fotografía 12 Diferentes análisis en laboratorio (Andino y López 2011).....	145
Fotografía 13 Filete de trucha del tratamiento T8R2 (Andino y López 2011).....	146
Fotografía 14 Filete de trucha del tratamiento T7R1 (Andino y López 2011).....	147
Fotografía 15 Filete de trucha del tratamiento T6R2 (Andino y López 2011).....	148
Fotografía 16 Filete de trucha del tratamiento T5R2 (Andino y López 2011).....	149

Fotografía 17 Filete de trucha del tratamiento T4R1 (Andino y López 2011).....	150
Fotografía 18 Filete de trucha del tratamiento T3R1 (Andino y López 2011).....	151
Fotografía 19 Filete de trucha del tratamiento T2R3 (Andino y López 2011).....	152
Fotografía 20 Filete de trucha del tratamiento T1R1 (Andino y López 2011).....	153
B. GRÁFICOS DE REGRESIONES LINEALES.	154
1 Gráfico de regresión de las dosis de selenio dentro de cada dosificación de carotenoides para peso final.....	154
2 Gráfico de regresión de las dosis de selenio dentro de cada dosificación de carotenoides para hematocrito.	155
3 Gráfico de regresión de las dosis de selenio dentro de cada dosificación de carotenoides para evaluación sensorial.....	156
4 Gráfico de regresión de las dosis de selenio dentro de cada dosificación de carotenoides para porcentaje de retención de astaxantina.	157

I. INTRODUCCIÓN

Un criterio fundamental de aceptación de salmónidos es el impacto visual dado por la coloración rojo-rosado de la carne, los consumidores tienen preferencias por los productos rojo-coloreados de peces salmónidos, la coloración rojiza contribuye significativamente a la imagen de carne de salmónidos, y puede tener un gran valor, señalizado como indicador de calidad del producto. Esta característica es distintiva de este grupo, lo que contribuye a darle un sello de exclusividad a su imagen, a diferencia de otros productos alimenticios de origen animal que son juzgados básicamente por su sabor, textura etc.

Consecuentemente, el grado de pigmentación de la carne es un factor preponderante en la determinación del precio que alcance este producto en el mercado, en cualquier forma de presentación.

Debido a que en las granjas de cultivo intensivo de esta especie, no hay acceso al alimento vivo que contiene la pigmentación de carotenoides en forma natural, la coloración de su carne es blanca y por lo tanto es necesario suplementar en su dieta ingredientes ricos en carotenoides.

Los productos sintéticos, hasta la fecha, han sido la fuente de pigmentos más utilizada en la acuicultura mundial, por ser productos estandarizados, con una alta concentración de carotenoides y de fácil manejo. Estos, sin embargo, ofrecen ese único aporte a la dieta a un precio extremadamente alto, representando entre el 15 al 20% del costo de la dieta, con la

consecuente salida de divisas del país, por ser productos importados. Por otro lado, su autorización como aditivo alimentario aún no es general a nivel mundial.

A pesar del creciente interés mundial que se tiene sobre los carotenoides naturales en Ecuador, prácticamente no existen trabajos específicos sobre el uso de éstos compuestos para colorear peces cultivados. Actualmente los truticultores utilizan como fuente pigmentante el Carophyll pink (Astaxantina sintética al 8%®), lo que incrementa considerablemente sus costos de producción, ofertándola al consumidor un 25% superior en comparación a la trucha no pigmentada.

A fin de valorar el uso de extracto de ají y su fijación con selenio orgánico como alternativa para pigmentar el músculo de trucha arco iris, se evaluó el color inducido por los mismos cuantitativa y cualitativamente, además la comparación respectiva con los datos obtenidos incorporando el pigmento sintético, esta investigación fue realizada en las instalaciones del proyecto de acuicultura y recursos bioacuáticos de la Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias IASA I, ubicado en la Hacienda el Prado, cantón Rumiñahui, parroquia San Fernando, a una altitud de 2748 m.s.n.m. con una temperatura de 13-14 °C.

1.1 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.1.1 Objetivo General

Evaluar aplicación de los carotenoides naturales (extracto de ají) y su efecto en la pigmentación de truchas, mediante la fijación de selenio orgánico.

1.1.2 Objetivos Específicos

- Determinar las cantidades óptimas de ají y selenio orgánico en dietas balanceadas de trucha arco iris, para obtener una pigmentación deseable en las etapas de engorde y comparables con los valores determinados en la tabla de ROCHE ®.
- Evaluar el nivel inmunológico de los peces en las etapas de engorde, mediante análisis hematológicos.
- Evaluar los parámetros bioproduktivos y determinar que tratamiento resulta más económico para la pigmentación del músculo de trucha arco iris en las etapas de finalización.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

El color blanco del pescado no significa en ningún caso falta de cualidades nutritivas o ausencia de sabores y aromas. De hecho, la trucha de ración se considera, a efectos dietéticos, como pescado blanco, con todas las ventajas nutritivas que ello representa.

La coloración rojiza de la carne de los salmónidos se debe a ciertas sustancias contenidas en el alimento normal que consumen en el mar. Este alimento (crustáceos y algas) contiene proporciones elevadas de pigmentos carotenoides responsables del color rojizo de la carne del salmón. Es decir, esta coloración es ajena a las características genéticas del salmón. De hecho, en condiciones similares de alimentación, la carne de trucha se colorea igual que la del salmón.

Esta circunstancia se ha aprovechado para conseguir que las truchas de piscifactoría adquieran también una carne de color rojizo que mejora sus características organolépticas para la apreciación de los consumidores. La pigmentación no es otra cosa que proporcionar a los peces, con el alimento, pigmentos que se incorporen al músculo coloreando la carne y reproduciendo en la piscifactoría lo que de forma natural.

2.1 SUSTANCIAS PIGMENTANTES

La coloración de muchos productos marinos está dada por pigmentos que se identifican en el grupo de los carotenoides (Shahidi *et al.*, 1998), los cuales son compuestos principalmente liposolubles que se encuentran ampliamente distribuidos en la naturaleza (Fennema, 1993; Foss *et al.*, 1984). Esta coloración es muy importante para especies acuícolas como salmónidos, exoesqueletos y tejidos epiteliales de especies con caparzones cuyos colores están definidos entre el rojo y amarillo (Bjerkeng, 2000), tono que adquieren debido a que poseen la capacidad genética de almacenar pigmentos oxigenados en el músculo, piel y también en los ovarios (Khare *et al.*, 1973; Schiedt *et al.*, 1981).

Los salmónidos no tienen la capacidad de sintetizar carotenoides por sí mismos y por lo tanto son absolutamente dependientes de la dieta para lograr la pigmentación normal conocida (Christiansen *et al.*, 1991).

Se ha identificado gran cantidad de carotenoides en salmones (Cuadro 2.1) cuya absorción es bastante diferente, siendo mayoritariamente responsables del color los pigmentos aislados astaxantina (3,3'-dihidroxi β -caroteno-4,4'-diona) (Foss *et al.*, 1984; Hardy, 1988; Sinnott, 1989) y en forma menos abundante cantaxantina (β - β -caroteno-4,4'-diona) (Schiedt *et al.*, 1995; Storebakken y No, 1992).

La estructura básica de los carotenoides es un tetraterpeno de 40 carbonos, simétrico y lineal formado a partir de ocho unidades isoprenoides de 5 carbonos unidas de manera tal

que el orden se invierte al centro. Este esqueleto básico puede modificarse de varias maneras como por ejemplo por hidrogenación, dehidrogenación, ciclación, migración del doble enlace, acortamiento o extensión de la cadena, reordenamiento, isomerización, introducción de funciones oxigenadas o por combinaciones de estos procesos, dando como resultado una gran diversidad de estructuras (Fennema, 1993; Rodríguez-Amaya, 1997).

Cuadro 2.1. Principales carotenoides utilizados en nutrición acuícola

CAROTENOIDES	ESTRUCTURA
Astaxantina	Retinol y dehidroretinol
Cantaxantina	Retinol y dehidroretinol
Zeaxantina	Retinol y dehidroretinol
B- caroteno	Retinol

FUENTE: Torrison y Christiansen (1995).

La propiedad pigmentante de los carotenoides está determinada por la presencia de una cadena de dobles enlaces conjugados que constituye el cromóforo en todos los carotenoides (Nickell y Bromage, 1997), pero estos dobles enlaces los hacen inestables y susceptibles a la oxidación y reorganización molecular, dando lugar a innumerables derivados e isómeros con distintos valores pigmentantes (Castro, 1992).

La molécula de astaxantina tiene dos átomos de carbono asimétricos equivalentes en la posición 3 y 3', pudiendo formar tres isómeros ópticos distintos: (3R, 3'R), (3R, 3'S)=(3S, 3'R), o forma meso y (3S, 3'S) (Castro, 1992). En truchas arco iris, las proporciones de la composición configuracional de isómeros de astaxantina en la musculatura es sorprendentemente similar, estando los isómeros ópticos en porcentajes de 78 a 85% (3S,3'S), 12 a 17% (3R,3'R) y 2 a 6% (meso astaxantina); y para los isómeros geométricos en un 80% como forma trans y un 20% en forma cis (Schiedt *et al.*, 1981). Es importante

mencionar que en el alimento del salmón salvaje se encuentra prácticamente la misma composición configuracional de isómeros de astaxantina y virtualmente estos no cambian al ser ingeridos, absorbidos y acumulados, por lo tanto los tejidos presentan la misma proporción (Castro, 1992).

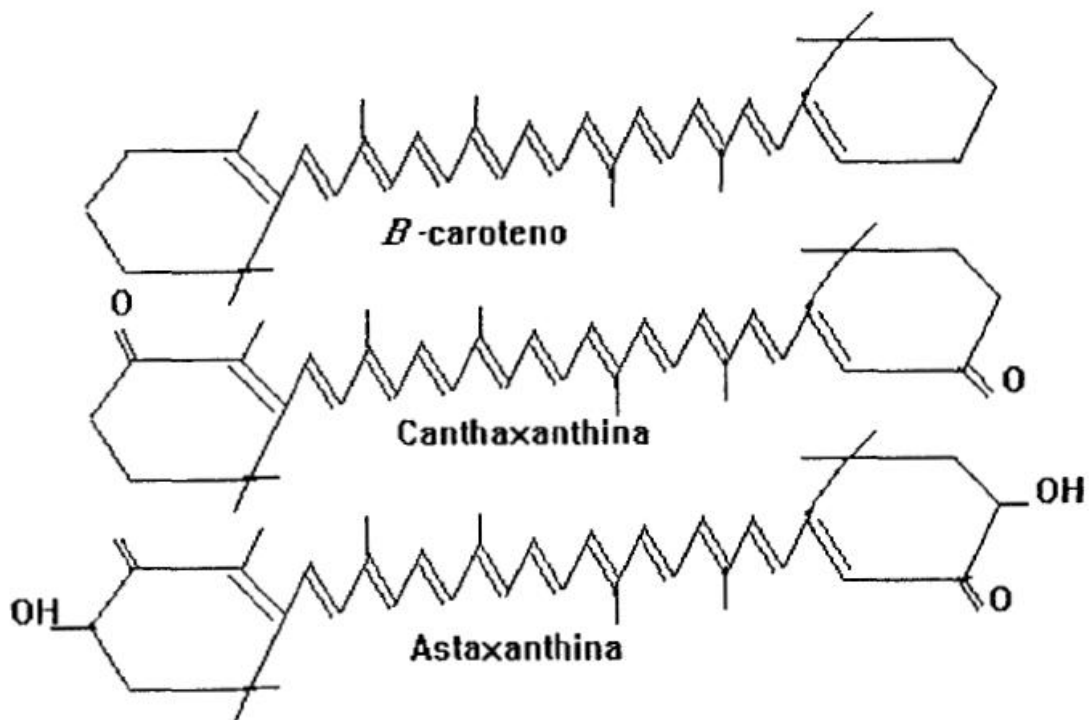


Figura 2.1. Estructura química de algunos carotenoides importantes.
FUENTE: Young y Britton (1993)

La astaxantina sintética es una mezcla de los tres isómeros ópticos en la siguiente proporción (3R,3'R), (3R,3'S)=(3S,3'R) y (3S,3'S) 25, 50 y 25% respectivamente y 100% como forma trans que es totalmente biodisponible (Castro, 1992).

La astaxantina se presenta en la naturaleza como astaxantina libre, mono o diéster ya que puede esterificarse con ácidos grasos. En el plasma y musculatura se encuentra astaxantina

en la forma libre, mientras que en la piel se encuentra esterificada. Los carotenoides sintéticos que se producen comercialmente están en la forma libre (Hardy *et al.*, 1994).

La tasa de retención de los pigmentos carotenoides en los salmónidos, definida por la proporción entre los carotenoides fijados en el tejido muscular y los ingeridos (Storebakken y No, 1992) alcanza un rango de 1 a 18%, y varía con factores como tamaño, especie, tipo de pigmento, madurez sexual, composición de la dieta y concentración de carotenoides en el alimento (Torrissen *et al.*, 1989).

2.2 FUENTE DE LOS CAROTENOIDES PARA SALMÓNIDOS

Bajo condiciones naturales, los salmónidos obtienen su color característico debido a la ingesta de crustáceos y zooplancton cuyo pigmento predominante es la astaxantina, por lo tanto al encontrarse presente en los salmones silvestres, este ha sido utilizado con gran éxito durante los últimos años, desplazando a la cantaxantina, que fue inicialmente utilizada por ser el único pigmento disponible a gran escala en la salmonicultura (Larraín, 2002). Sin embargo, de acuerdo a lo publicado por Skrede y Storebakken (1986) la cantaxantina otorga un color más amarillento que la astaxantina.

En condiciones de cultivo la pigmentación de los salmónidos a base de carotenoides corresponde mayoritariamente a astaxantina la cual posee variadas fuentes de origen marino o vegetal o productos sintéticos (Choubert, 1981).

2.2.1 Crustáceos

La astaxantina, ya sea en forma libre, esterificada o formando complejos con proteínas, es el pigmento principal tanto en caparazones como órganos internos de los crustáceos y representa el 70% del total de los pigmentos presentes, ubicándose especialmente en los caparazones (Tanaka *et al.*, 1986).

En el ambiente natural, los crustáceos son una importante fuente de alimento para los peces, obteniendo desde aquí el pigmento que les otorga la coloración al tejido muscular (Almendras y Sabelle, 1999).

El krill es uno de los crustáceos más investigados debido a la concentración de carotenoides que posee, las cuales varían desde 15 a 77 mg/kg dependiendo de la especie. La harina de krill Antártico (*Euphausia superba*), que contiene 180-200 mg/kg) de astaxantina, es considerada un estimulador del apetito de los salmones además posee un alto contenido de proteína cercano al 60% y un moderado aporte de grasas, pero la astaxantina se encuentra mayoritariamente en forma de ésteres de ácidos grasos, lo cual limita su uso en peces (Bravo, 2000).

2.2.2 Levaduras

Entre las levaduras que producen astaxantina, solamente la *Phaffia rhodosyma* es de importancia comercial, ésta posee la capacidad de fermentar azúcares y sintetizar carotenoides. En la actualidad ha sido posible aislarla desde árboles con follajes densos sólo en algunos países.

Las cepas silvestres contienen hasta 500 mg de carotenoide por kilogramo de materia seca, del cual un 40% a 95% corresponde a astaxantina en forma libre y el resto a foenicaxantina y otros carotenoides de menor importancia (Andrewes *et al.*, 1986).

En procesos de fermentación industrial donde se utilizan cepas seleccionadas se ha llegado a concentraciones de 3.000 o más ppm de astaxantina (Johnson, 1989).

2.2.3 Algas

Las algas son la fuente natural con el más alto contenido de astaxantina alcanzando hasta 5 gramos por kilogramo de materia seca, ya que el 90% de los carotenoides corresponde a astaxantina, siendo un 87% esterres y sólo un 3% astaxantina en forma libre (Almendras y Sabelle, 1999).

El uso a nivel industrial de las algas potencia al desarrollo de tecnologías que incrementen la proporción de astaxantina libre o el desarrollo de un proceso de hidrólisis de los ésteres de astaxantina, cuyos costos deberán ser favorables al ser comparados con los costos de producción de pigmentos obtenidos sintéticamente (Torrissen *et al.*, 1989; Markovits, 1991).

2.2.4 Plantas

En plantas superiores la presencia de carotenoides tales como capsantina y capsorrubina han sido reportadas en especies del genero *Capsicum*. Por otro lado, Hannasch y Nelson

(1990) al utilizar el extracto saponificado del pimentón rojo o paprika como fuentes de pigmentación para trucha arco iris y salmón Atlántico, han demostrado que este extracto tiene el potencial de reemplazar un 50% de la astaxantina utilizada en la formulación de dietas prácticas. Por lo tanto concluyen, que el extracto de paprika se perfila como una buena fuente complementaria de pigmentación para la salmonicultura comercial.

2.2.5 Carotenoides sintéticos

El cultivo intensivo de salmónidos no puede depender de un aporte natural de pigmentos, por lo cual se recurre a la suplementación con productos sintéticos como la astaxantina y la cantaxantina para alcanzar el grado de coloración deseado en la carne (Torrissen *et al.*, 1989), favorecido además por ser productos estandarizados, con una alta concentración de carotenoides y de fácil manejo (Hardy *et al.*, 1994; Nickell y Bromage, 1997).

La astaxantina por ser muy sensible al oxígeno, una vez sintetizada debe ser recubierta o empacada en un protector (beadlet), que consiste básicamente en una matriz de gelatina y carbohidratos, además los antioxidantes etoxiquina y palmitato de ascorbilo son incluidos en el beadlet para asegurar un producto de mayor estabilidad (Almendras y Sabelle, 1999).

La cantaxantina no es el pigmento más abundante en la cadena alimenticia de salmónidos, ya que constituye solo una pequeña porción de los carotenoides del músculo de los peces silvestres, sin embargo es utilizada para la pigmentación de salmónidos, a pesar de que posee menor eficiencia de pigmentación que la astaxantina debido a una menor tasa de

absorción, débil unión a la actomiosina y sufre mayor grado de degradación en el organismo de los peces (Baker, *et al.*, 2002).

Los pigmentos sintéticos son producidos principalmente por Hoffman la Roche (Basilea, Suiza), en 1964 sacaron al mercado la cantaxantina sintética llamada Carophyll red 10%®, siendo la principal fuente de pigmento empleada en la década pasada. La astaxantina sintética está disponible desde 1985, denominada Carophyll pink 8%®, teniendo una mayor eficiencia de pigmentación que la cantaxantina en salmónidos, ya que absorbe, deposita y retiene más su color a la congelación (Almendras y Sabelle, 1999).

2.3 FUNCIONES DE LOS CAROTENOIDES EN SALMÓNIDOS

Los carotenoides tienen una importante función metabólica en los peces, por lo que existe un gran interés por conocer mejor estas funciones debido al gran impacto que ellos representan en la comercialización del producto final.

2.3.1 Precusores de vitamina A

Torrissen y Christiansen (1995), mencionan que la astaxantina, zeaxantina y cantaxantina son precursores de vitamina A en salmónidos, pero el rango de incorporación es dependiente del peso y edad del pez, y la concentración de vitamina A existente en el pez (Gross y Budowski, 1966).

2.3.2 Reproducción

Este rol de los pigmentos aún no está claro, se especula que el movimiento de astaxantina a la piel en los machos sirve para que las especies se reconozcan durante la reproducción, y a los ovarios en las hembras para desempeñar un rol fisiológico en el oocito y en el posterior desarrollo embrionario (Bird y Savage, 1990).

2.3.3 Acción antioxidante

Una mayor concentración muscular de astaxantina logró disminuir significativamente la rancidez de los filetes en salmónidos.

2.3.4 Promotor de crecimiento

Christiansen y Torrissen (1994), trabajando con alevines de primera alimentación reportan que una concentración de 3.8 ppm produjo menores mortalidades y tasas de crecimiento satisfactorias, cuando se compara con dietas sin astaxantina, lo que también se observa en juveniles de salmónidos (Christiansen y Torrissen, 1996), por lo tanto estos autores infieren que la astaxantina tiene un valor nutricional y que es esencial en los salmónidos, no debiendo considerarse un aditivo sino un nutriente.

2.4 PROCESO DE PIGMENTACIÓN

La pigmentación tiene lugar en los salmónidos tras la ingestión de alimentos que aportan gran cantidad de sustancias carotenoides, responsables de la coloración muscular. Tras la digestión, los compuestos carotenoides se depositan en la grasa muscular. Su capacidad de fijación depende de la solubilidad de estos compuestos en la grasa incluida en los músculos, que constituyen la parte comestible de la trucha.

Hay que tener en cuenta que este proceso es más rápido si mayor es la cantidad de alimentos tomados por los peces para cantidades equivalentes de compuestos carotenoides suministrados a través del alimento.

Antes de comenzar la pigmentación es necesario comprobar el buen estado sanitario de la población a pigmentar. Por otra parte, el peso medio mínimo de los peces debe superar los 125-250 gramos, considerado como el punto de equilibrio entre la óptima velocidad de crecimiento y el índice de conversión más conveniente.

2.5 METABOLISMO DE LOS CAROTENOIDES EN SALMÓNIDOS

En el proceso metabólico de los carotenoides (Figura 2.2), ocurren varios pasos que pueden alterar la cantidad y tasa de depositación de pigmento en el músculo los cuales son dependientes de su digestión, eficiencia de absorción, capacidad de transporte, mecanismo de depósito en diferentes tejidos, metabolismo y excreción (Torrissen *et al.*, 1989; Nickel y Bromage, 1997).

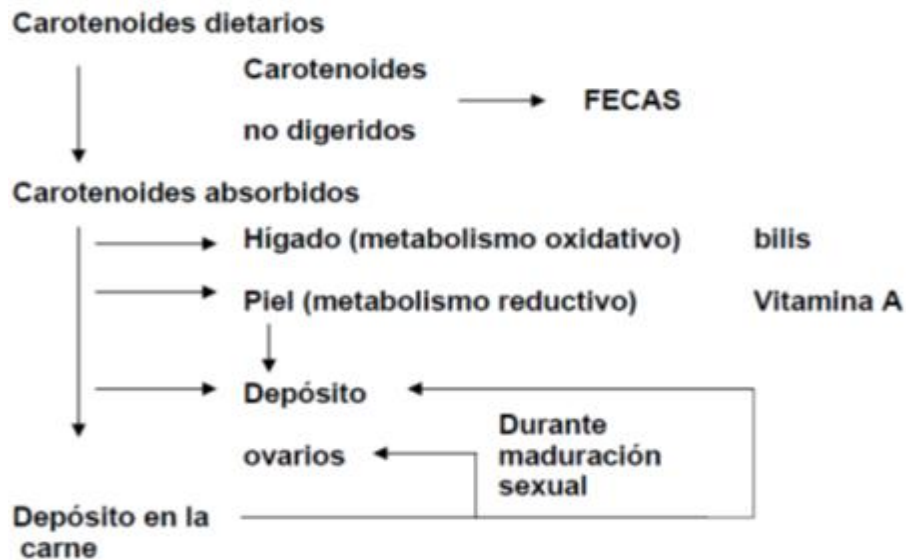


FIGURA 2.2. Vías metabólicas de los carotenoides en el pez
 FUENTE: Torrissen *et al.*, (1989), Hardy *et al.* (1989)

2.5.1 Digestión y absorción

La absorción de los carotenoides es afectada por la digestión de pigmentos de distintas fuentes (Torrissen *et al.*, 1989), la presencia de grupos hidroxílicos (Torrissen, 1986) y el grado de esterificación (Schiedt *et al.*, 1986). Se ha demostrado que los salmónidos absorben astaxantina del intestino en su forma libre, atribuyéndose esto a la limitada capacidad de hidrolizar ésteres y diésteres de astaxantina en la pared intestinal (Foss *et al.*, 1987; Nickell y Bromage, 1997).

Esta limitación, en la hidrólisis de los ésteres, indica que la eficiencia en la pigmentación de la carne depende de la forma molecular de la astaxantina, por lo tanto la astaxantina mono y diéster (presente en crustáceos) no son de uso habitual en las dietas de salmónidos

con el propósito de pigmentar, y se privilegia el empleo de astaxantina sintética (forma libre) en las dietas ya que posee un porcentaje más alto de digestibilidad (Torrissen *et al.*, 1989; Nickell y Bromage, 1997).

Tanto la astaxantina como la cantaxantina son moléculas altamente digestibles, pero la astaxantina es más digestible que la cantaxantina, debido a diferencias estructurales, que hacen que tenga una menor absorción a nivel intestinal y menor fijación y estabilidad en el músculo que la cantaxantina (Larraín, 2002; Nickell y Bromage, 1997).

La absorción de astaxantina ocurre principalmente en el ciego pilórico, mientras que la cantaxantina se absorbe a lo largo de todo el tracto digestivo (Torrissen, 1986; Al-Kalifa y Simpson, 1988; Torrissen *et al.*, 1990).

Los carotenoides al ser liposolubles probablemente emulsificados incorporándose en el micelio junto a la bilis y otros componentes lipofílicos (Storebakken y No, 1992), siendo metabolizados en el hígado (Torrissen *et al.*, 1990).

2.5.2 Transporte de los carotenoides

El mecanismo por el cual los carotenoides son tomados desde el plasma por los tejidos y devueltos nuevamente al plasma desde los tejidos específicos aún no está determinado claramente (Olson, 1993), pero se sabe que es realizado principalmente por lipoproteínas de alta densidad (HDL) y baja densidad (LDL), lipoproteínas de muy alta densidad VHDL y lipoproteínas de muy baja densidad VLDL (Choubert *et al.*, 1994).

Además, se ha demostrado la participación de ácidos grasos esenciales (ω 3) y, especialmente el ácido docohexaenoico (DHA) en el transporte de carotenoides, como parte integral de las lipoproteínas transportadoras (Bird y Savage, 1990).

2.5.3 Depósito de los carotenoides en el músculo

Después de la esmoltificación el depósito de los carotenoides en el músculo incrementa (Bjerkeng *et al.*, 1992), y la acumulación de carotenoides no cesa durante la maduración sexual. Los tejidos musculares poseen concentraciones relativamente bajas de astaxantina considerando la cantidad de músculo presente.

La astaxantina se encuentra relacionada con la porción proteica del músculo de los salmónidos (Schiedt, 1998) pero no se encuentra uniformemente distribuida en los filetes del pez. Este parámetro es muy importante con respecto a la calidad. En la literatura se menciona que los salmónidos poseen diferencias en concentración con respecto a diversas áreas de estos, considerando la figura del pez linealmente, por lo tanto se ha estimado que la zona del caudal contiene entre un 30 a 40% superior en relación a la parte anterior y posterior del filete (Christiansen y Wallace, 1988; No y Storebakken, 1991). Refsgaard *et al.*, (1998), reportó un 19% de diferencia de concentración de astaxantina a favor del caudal. Esto no fue encontrado por Bell *et al.*, (1998).

Por otro lado, nuevos estudios determinaron un incremento radial en pigmentación hacia la espina dorsal (McCallum *et al.*, 1987). Cortes en áreas dorsales y medias contienen más

carotenoides que los tejidos adiposos en el beli (sección abdominal del pez) y la parte conectiva de los miotones.

2.5.4 Metabolismo y excreción

Schiedt *et al.*, (1985) al alimentar truchas con astaxantina libre encontró una tasa de retención de un 10%, pero los valores de digestibilidad son mucho más altos con una rango de 25 a 90% (Hardy, 1988). Esto sugiere que un alto porcentaje de los carotenoides dietarios son absorbidos y metabolizados a otros productos o bien excretados por la bilis (Hardy, 1988). El hígado actúa como el principal órgano almacenador de compuestos transportados por lipoproteínas y consecuentemente, una alta proporción de los carotenoides absorbidos son metabolizados en él y excretados por la bilis, lo que hace que no estén disponibles para la pigmentación muscular (Storebakken y No, 1992; Nickell y Bromage, 1997). Esta función hepática ha sido confirmada por Torrissen e Ingebrigtsen (1992) quienes confirman la excreción biliar y urinaria de metabolitos de astaxantina.

2.6 FACTORES QUE AFECTAN LA PIGMENTACIÓN DE LOS PECES

El proceso de pigmentación se encuentra afectado por numerosos e importantes factores observándose importantes variaciones en la absorción y depósito de carotenoides.

2.6.1 Factores genéticos

Existe una gran variación en la tasa de retención de pigmento entre diferentes especies de salmónidos. Destacándose mayormente, en cuanto a la tasa de retención de pigmento, la trucha arco iris, seguida por el salmón Coho y finalmente el salmón del Atlántico (Almendras y Sabelle, 1999).

Sin embargo, las variaciones dentro de una especie también son importantes ya que peces mantenidos bajo similares condiciones de pigmentación y manejo, no tienen la misma eficiencia de pigmentación debido principalmente a la variabilidad genética (Almendras y Sabelle, 1999).

2.6.2 Peso del pez

Se ha mencionado que en salmónidos existe un peso mínimo, aproximadamente de 120 g, sobre el cual los carotenoides son depositados eficientemente en el músculo.

Aparentemente, los carotenoides no son transportados al músculo o bien son transformados en compuestos derivados incoloros (March *et al*, 1990).

2.6.3 Maduración sexual

Durante este periodo los pigmentos son transportados desde el músculo hacia los ovarios (en el caso de las hembras) y la piel (para los machos). En esta época el proceso de

pigmentación es ineficiente y extremadamente difícil. Lo cual debe ser considerado, junto con antecedentes de maduración temprana de los peces, para decidir cuándo mover los smolts al mar y planificar épocas de cosecha para evitar que se llegue a la época de maduración antes de alcanzar los niveles de pigmentación requeridos de la carne (Torrissen *et al*, 1989, Hardy *et al*, 1989).

En el tiempo de maduración sexual, los carotenoides almacenados son transportados por lipoproteínas de muy alta densidad (VHDL) o lipoproteínas de alta densidad (HDL) a los ovarios y finalmente a la progenie (Torrissen y Christiansen, 1995).

2.6.4 Estado de salud del pez

Los peces al estar afectados por enfermedades ya sean de origen viral, bacteriano, parasitario o cualquier otra situación altamente estresante, se van a ver notablemente disminuido el consumo de alimento, recibiendo por ende menor cantidad de pigmento de lo deseado por el productor. Por otra parte, al aumentar la mortalidad puede provocar un gran impacto en la cantidad de pigmento utilizado por biomasa final cosechada (Almendras y Sabelle, 1999).

Según Putnam (1991), bajo condiciones estresantes del pez, la astaxantina puede ser transformada a idoxantina, la cual produce una coloración amarillenta. Después de largos días de ayuno (38 días), la concentración de astaxantina en el músculo no cambia, sin embargo, aumenta el catabolismo de proteínas y lípidos. Esto demuestra que durante condiciones de ayuno existe una redistribución interna del pigmento (Choubert, 1992).

2.6.5 Factores del alimento

Existen diversos factores que afectan la pigmentación de los salmónidos, sin embargo uno de los factores más importantes es la composición de la dieta proporcionada a los peces (Torrissen, 1985; Nickell y Bromage, 1998).

La elaboración de alimentos de alta calidad es una necesidad de vital importancia para el desarrollo de la industria acuícola. La calidad de estos alimentos, está determinada por el tipo, calidad y composición de ingredientes que se utilicen, la formulación de la dieta y por los métodos de procesamiento empleados en su elaboración. Por lo que los distintos constituyentes del alimento juegan un importante rol en este proceso. El tipo de ingrediente y su nivel en la ración influirá en la composición nutricional del alimento, así como en su presentación (Campabadal y Celis, 2000).

2.6.5.1 Lípidos

Los lípidos empleados para nutrición acuícola constituyen la fuente de energía para los peces, pero no solo se utilizan como fuente de energía sino como fuente de ácidos grasos omega 3 y omega 6, siendo el aceite de pescado, el de bacalao y el de soya los más utilizados (Campabadal y Celis, 2000).

Se ha reportado que el aumento en el contenido de lípidos en la dieta tiene un efecto positivo en la depositación de pigmento en salmónidos debido probablemente un aumento en la absorción intestinal (Abdul Malak *et al*, 1975; Tibaldi y Ballestrazzi, 1990; Torrissen

et al, 1990; Bjerkgeng *et al*, 1997; Einen y Roem, 1997; Nickell y Bromage, 1998). Sin embargo, algunos autores como Choubert y Luquet (1983), Torrissen (1985), Torrissen *et al* (1990) señalan lo contrario.

La influencia de la fuente del aceite adicionado al alimento y la composición de ácidos grasos en relación a la depositación de pigmento ha recibido muy poca atención lo cual puede explicar algunas de las aparentes discrepancias con respecto al tema (Bjerkgeng *et al.*, 1999).

De acuerdo a Hardy *et al.* (1987), las grasas saturadas reducen la digestibilidad de los carotenoides y por lo tanto su incorporación en los tejidos musculares de los peces.

Al aumentar el nivel de lípidos en la dieta, se aumenta el nivel de energía del alimento y el crecimiento de los peces. Esto produce una mayor biomasa que debe ser pigmentada, lo que debe ser compensado a través de la dosis de pigmento en la dieta (Almendras y Sabelle, 1999).

2.6.5.2 Proteínas

Desde un punto de vista nutricional las fuentes de origen animal para fuente de proteínas, como la harina de pescado, la harina de cabeza de camarón y la harina de calamar, son las más utilizadas en la formulación de alimentos acuícolas, aunque muchos nutriólogos también utilizan la harina de carne y hueso y la harina de sangre (Akiyama y Polanco, 1995; Jauncey y Ross, 1982). Por otro lado, en los últimos años ha existido un gran auge

en el uso de proteínas de origen vegetal, especialmente por los productos de soya y la soya integral, estos ingredientes han producido excelentes rendimientos, tanto biológicos como económicos (Lawrence *et al*, 1986; Lowell, 1984; Akiyama, 1988, Akiyama 1992, Lim y Dominy, 1989; Lim y Dominy, 1990).

Existen otras fuentes de proteína vegetal que también se usan en la formulación de dietas para especies acuícolas. Entre las más comunes están la harina de semilla de algodón, la de canola y la harina de maní. El problema de estas fuentes es la presencia de algunos factores antinutricionales, un incompleto perfil de aminoácidos y el desarrollo de micotoxinas, que limitan su uso (Lim y Dominy, 1989).

2.6.6 Fabricación del alimento

El proceso empleado en la elaboración del alimento, ya sea extrusión o peletizado, puede provocar severos daños a los carotenoides debido a las diversas condiciones de temperatura y humedad, efectos mecánicos y exposición al oxígeno involucrados en el proceso a los cuales son extremadamente sensibles las moléculas pigmentantes (Almendras y Sabelle, 1999).

Se ha observado que las pérdidas de carotenoides en el proceso de extrusión en la elaboración del alimento es de aproximadamente 5-10%. Dependiendo exclusivamente de las condiciones de operación y la calidad de las materias primas empleadas (Almendras y Sabelle, 1999).

2.6.7 Tipo de pigmento

La astaxantina libre es considerada más eficiente que la cantaxantina para pigmentar el músculo de los peces puesto que el coeficiente de retención de la astaxantina es 1.3 y 1.5 veces mayor en relación con la cantaxantina debido en parte a diferencias de digestibilidad y a que la astaxantina se une más firmemente a la actomiosina en el músculo que la cantaxantina. Además con astaxantina se logra un color del músculo mucho más rojizo comparable con la concentración de carotenoides en la carne (Storebakken y No, 1992).

2.6.8 Temperatura del agua

Autores como No y Storebakken (1991), señalan que existe relación entre la temperatura del agua y el depósito de astaxantina observándose que salmónidos cultivados a temperaturas cálidas (15°C) poseen mayores depósitos de pigmento en el músculo.

2.6.9 Calidad del agua

Muchos factores unidos a la calidad del agua son de importancia para mantener un estado de salud óptimo del pez. La transparencia del agua también puede tener un efecto sobre la toma de alimento, afectando el consumo de pigmento en una población.

Cambios en el oxígeno disuelto, amonio y concentración de microalgas son estresantes para los peces, por lo tanto, mientras estas condiciones se mantengan cerca del nivel

óptimo, favorecerán el rendimiento del proceso de pigmentación (Almendras y Sabelle, 1999).

2.7 SELENIO

El selenio es un elemento traza esencial para los peces. Además al ser un componente de la enzima glutación peroxidasa (Rotruck *et al.*, 1973), permite que este catalice las reacciones necesarias para la conversión de peróxido de hidrógeno e hidroxiperoxidos de ácidos grasos en agua y los alcoholes ácidos grasos usando glutación reducido, protegiendo las membranas celulares contra el daño oxidativo (NRC, 1993). La glutación peroxidasa actúa junto con la vitamina E como un antioxidante biológico para proteger los fosfolípidos poliinsaturados en membranas celulares y subcelulares del daño peroxidativo (Lovell, 1989). Harper (1973) indicó que tejidos o los componentes celulares que son inherentemente bajos en glutación peroxidasa no serían afectados por selenio pero serían todavía protegidos por la vitamina E que actúa como un antioxidante por un mecanismo que no involucra glutación peroxidasa. El selenio también ejerce los efectos proteccionistas contra la toxicidad de metales pesados como cadmio y mercurio (Lall, 1989).

Los peces pueden absorber selenio del agua por las branquias y el tracto digestivo (Evans, 1993). La captación de selenio como selenita por las branquias es muy eficiente, aún a las concentraciones en el agua. Se conoce también que el nivel de selenio en el agua afecta el requerimiento de selenio en la dieta de trucha arco iris (Hodson y Hilton 1983).

2.7.1 Requerimientos y señales de deficiencia

El requerimiento de selenio de los peces varía con la fuente de selenio ingerida, ácidos grasos polinsaturados, contenido de vitamina E de la dieta y la concentración de selenio del agua (NRC, 1993). Los requerimientos de selenio dietéticos, determinados con selenita de sodio, para el crecimiento máximo y actividad de glutatión peroxidasa fueron de 0.15 a 0.38 mg/kg en la dieta para la trucha arco iris (Hilton *et al.*, 1980).

La trucha arco iris alimentada con una dieta deficiente de selenio mostró reducción en la tasa de crecimiento, eficiencia alimenticia y actividad de glutatión peroxidasa (Hilton *et al.*, 1980).

2.7.2 Selenio, respuesta inmune y resistencia a las enfermedades

El selenio, debido a sus papeles de protección a células y membranas celulares contra el daño oxidativo, juega un papel importante manteniendo una respuesta inmune normal en animales terrestres (Combs y Combs, 1986). Sin embargo, la información disponible del efecto de selenio dietético a la respuesta inmune y resistencia a las enfermedades en los peces es limitada. (Wise *et al.* 1993).

2.8 EVALUACIÓN DE PIGMENTACIÓN EN SALMÓNIDOS

La coloración en la carne de los salmones se puede medir mediante evaluación sensorial, que es una medición cualitativa y por una evaluación instrumental o medición cuantitativa.

La pigmentación se determina por el análisis cuantitativo de los pigmentos carotenoides presentes en los músculos.

2.8.1 Evaluación sensorial

La estimación del color por este método es el comúnmente usado en la industria, la principal razón es su bajo costo, comparado con métodos instrumentales, y lo fácil de usar. Este método consiste en la comparación visual del color de la carne del pez con los tonos presentes en cartas de color.

Un punto importante a considerar cuando se usa este método es la estandarización de las condiciones bajo las cuales se compara el color con la carta o el abanico, porque el medio ambiente puede modificar la percepción del color. Para evitar esto se han diseñado "cajas de luz", las cuales tienen una dimensión, un color y una intensidad de luz determinada (Almendras y Sabelle, 1999).

El abanico colorimétrico SalmoFan de ROCHE®, tiene una gama amplia de colores que va desde el 20 al 34. Dependiendo de la especie y del mercado varía la preferencia del consumidor. Se ha observado que hay una relación directa entre el color del músculo medido visualmente y la concentración de astaxantina hasta un cierto nivel que corresponde más o menos a 6 - 7 mg/kg. El ojo humano tiene una capacidad limitada para distinguir diferencias en el color de la carne con concentraciones superiores a éstas (Bjerkeng, 2000).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 UBICACIÓN GEOGRÁFICA

La investigación se llevó a cabo en la Hacienda el Prado, estación piscícola Pailones, laboratorio de acuicultura y recursos bioacuáticos, laboratorio de suelos y bioquímica de la Carrera de Ingeniería en Ciencia Agropecuarias - IASA, ubicado en la parroquia de San Fernando, cantón Rumiñahui, provincia de Pichincha, Ecuador.



Figura 3.1. Fotografía panorámica del proyecto de acuicultura y recursos bioacuáticos, Pailones, IASA I.

FUENTE: Andino y López (2011)

3.1.1 Datos climáticos

Los datos climáticos a los que se accedió en la estación meteorológica del IASA son los siguientes:

Altitud: 2940 m

Latitud: 0°23'20" Sur

Longitud: 78°24'44" Oeste

Temperatura promedio: 16.35 °C

Temperatura máxima: 22.06 °C

Temperatura mínima: 8.08 °C

Luminosidad: 12 horas luz

Precipitación anual: 1200 mm

Humedad relativa: 63.41 %

FUENTE: Estación meteorológica IASA I (2011)

3.2 FASE DE LABORATORIO

En esta fase, se realizó la determinación del protocolo de extracción de astaxantina del ají.

Los materiales, instrumentos y equipos utilizados fueron:

Cuadro 3.1 Descripción de materiales de laboratorio

MATERIALES	CANT
Mechero	1
Asa de platino	1
Cajas petri	20
Frascos de vidrio (250 ml)	1
Vaso de precipitación (60 ml)	2
Tubos de ensayo	100

Cuadro 3.2 Descripción de reactivos de laboratorio

MATERIALES	CANT
Yodo de gram.	5 mL
Violeta de genciana	5 mL
Safranina	5 mL
Alcohol cetona	5 mL
Alcohol potable	100 mL
Aceite de inmersión	5 mL
Ácido sulfúrico (H ₂ SO ₄ 0,1 N)	100 mL
Colorante sanguíneo Wright	5 mL
Hidróxido de sodio (NaOH 45% y 0,1 N)	
Metanol	100 mL
Peróxido de hidrógeno	100 mL
Sulfato cúprico (CuSO ₄)	50 mL
Sulfato de potasio (K ₂ SO ₄)	100 mL
Reactivo de Drabkin	100 mL
Kit de Wiener	100 mL
Kit Human	100 mL
Reactivo método de Biuret	100 mL
Reactivo de Natt	100 mL
Reactivo de Herrick	100 mL

Cuadro 3.3. Descripción de equipos de laboratorio

EQUIPOS	CANT
Incubadora	1
Autoclave	1
Microscopio	1
Baño maría	1
Espectrofotómetro	1

3.3 FASE DE CAMPO

En la fase de campo se realizaron las dietas alimenticias y el experimento en truchas.

En la elaboración de las dietas alimenticias y medición de parámetros se utilizaron los siguientes materiales, instrumentos y equipos:

Cuadro 3.4. Descripción de materiales de campo

MATERIALES	CANT
Tubería agua	9 m
Tubería aire	10 m
Tinas	4
Fundas sello hermético	50
Piedras difusoras	8
Bandejas	2
Botas de caucho	1
Cepillos	2
Escobas	1
Guantes de caucho	1
Cuaderno de Campo	1
Mangueras	6 m
Truchas arco iris (unidades)	240

Cuadro 3.5 Descripción de insumos

INSUMOS	CANT
Balanceado de truchas N° 5	1 kg
Balanceado de truchas N° 5 (Pigmentado)	1 kg
Esencia de clavo de olor	5 mL
Sal	30 kg
Jabón de yodo	500 mL

Cuadro 3.6. Descripción de equipos de campo

EQUIPOS	CANT
Bomba	3
Oxímetro	1
Medidor de pH	1
Blower	1
Balanza	1
Balanza analítica	1
Termómetro	1

3.4 METODOLOGÍA

3.4.1 Elaboración de dietas y tratamientos

La materia prima utilizada para la elaboración de la dieta básica, fueron: harina de pescado, aceite de pescado, harina de ají, harina de maíz amarillo, harina de soya al 47%, antimicótico, mezcla preparada premix para pollos, vitaminas, selenio orgánico y gelatina sin sabor.

Se realizó una mezcla balanceada de ingredientes, homogeneizándola manualmente, se dividió el peso total para los 6 tratamientos, durante este proceso se adicionó gelatina sin sabor 1 sobre por cada kg/de mezcla madre balanceada de ingredientes disolviéndola en 25% de agua con respecto al peso seco de la muestra.

- **Tratamiento 1.** Inclusión de 80 ppm carotenoides totales + 0% de selenio orgánico.
- **Tratamiento 2.** Inclusión de 80 ppm carotenoides totales + 0.03% de selenio orgánico.
- **Tratamiento 3.** Inclusión de 80 ppm carotenoides totales + 0.05% de selenio orgánico.
- **Tratamiento 4.** Inclusión de 120 ppm carotenoides totales + 0% de selenio orgánico.
- **Tratamiento 5.** Inclusión de 120 ppm carotenoides totales + 0.05% de selenio orgánico.

- **Tratamiento 6.** Inclusión de 120 ppm carotenoides totales + 0.05% de selenio orgánico.
- **Tratamiento 7.** Alimento comercial pigmentado BIOMIX ®
- **Tratamiento 8.** Aceite de krill

Tabla 3.7. Análisis calculado de las dietas experimentales para trucha arco iris. (%)

NIVELES DE INCLUSIÓN	AJÍ MOLIDO					
Ingredientes	7.5%			11.2%		
Pescado 65%	50.52			50.52		
Aceite de pescado	6.97			6.97		
Vitaminas	0,2			0.2		
Minerales traza	0.15			0.15		
Metionina 99 %	0.4			0.4		
Lisina HCL	0.3			0.3		
Binder	0.7			0.7		
Antioxidante	0.015			0.015		
Antimicótico	0.1			0.1		
Colina	0.05			0.05		
Maíz amarillo	32.9			32.9		
Soya 47%	35.87			35.87		
Aceite de krill ppm	0	80		0	80	
Selenio orgánico	0	0.03%	0.05%	0	0.03%	0.05%

FUENTE: Andino y López (2011)

3.4.1.1 Distribución de los tratamientos

Los tratamientos fueron distribuidos en la piscina de manejo de reproductores según el siguiente gráfico:

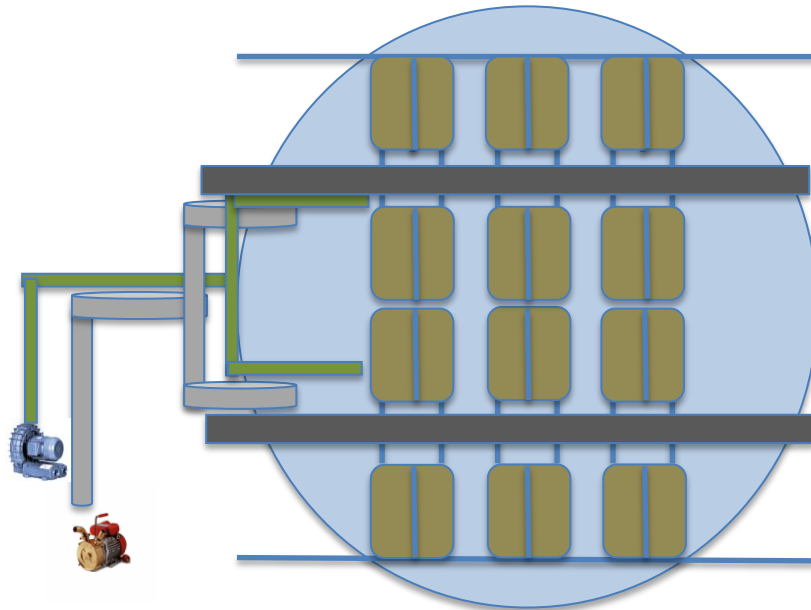


Figura 3.2 Esquema de la distribución en el Campo.
FUENTE: Andino y López (2011)

3.4.2 Fase experimental en peces

Se seleccionaron 240 ejemplares de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) de 124 ± 5 g de peso promedio 19 cm de longitud total y 4 cm ancho total. Fueron sembrados bajo condiciones controladas, en jaulas de 0.5 m^3 (dentro de una piscina circular de arena) donde se los analizó durante 17 semanas, en las instalaciones del IASA 1.

El sistema de cultivo estuvo constituido por 12 jaulas rectangulares con una capacidad total de 24 m^3 . Existieron 24 unidades experimentales, con 10 animales en cada una.

Una jaula, fue denominada como una unidad observacional, dividida en dos compartimentos que constituyeron las unidades experimentales.

Estos animales fueron alimentados tres veces al día (a las 8:00, 12:00 y 16:00 horas), hasta un peso de finalización de 300 ± 13 g, su ración de alimento se calculó de acuerdo a su peso corporal y a la temperatura del agua.

Las variables evaluadas fueron las siguientes: ganancia de peso, tasa de crecimiento específico, factor de conversión alimenticia, índice de condición corporal, supervivencia.

Se realizó una medición cada dos semanas de todos los animales, los cuales eran sedados utilizando una solución de 20 ppm. de aceite de clavo de olor, a fin de facilitar su manipulación. Se tomaron los datos de peso corporal, longitud total, longitud parcial y ancho total.

3.4.3 Toma de muestras

Las extracción de sangre (2 mL) se las realizó por punción en la arteria caudal empleado jeringas de 3 mL, previamente heparinizada con heparina sódica 5000 UI/mL y mantenidas a 4 C. las muestras fueron colocadas en tubos vacutainer pediátricos debidamente rotulados y almacenadas en cooler.



Figura 3.3 Fotografía heparinización de jeringuillas

FUENTE: Andino y López (2011)

3.4.4 Temperatura

Los datos de temperatura fueron tomados conjuntamente con la lectura de oxígeno disuelto empleando un oxímetro.

3.4.5 Oxígeno disuelto (OD)

La lectura del oxígeno disuelto (OD) fue realizado con un oxímetro, tomando datos tanto a la entrada como a las salida del estanque donde se realizaron los tratamientos; de los valores obtenidos se sacó un promedio y el dato fue reportado a un cuaderno de campo.

3.4.6 Potencial de hidrógeno (pH)

La lectura del pH de la piscina fue realizada con la ayuda de un pH-metro, el embolo del equipo fue introducido en una muestra de agua previamente tomada, evitando el contacto con las paredes del recipiente. El valor obtenido fue reportado a un cuaderno de campo.

3.4.7 Frotis

Adicionalmente en campo se prepararon dos frotis sanguíneos por individuo. Los extendidos se realizaron colocando una gota de sangre en el extremo del portaobjetos y con el segundo portaobjetos con un ángulo de 45° con respecto al primero y sobre la muestra, se realzo el extendido deslizando la segunda placa hacia el extremo opuesto con un movimiento rápido; procurando arrastrar la sangre de manera homogénea. Las placas estuvieron previamente codificadas y una vez seco el frotis, fueron envueltas en papel toalla para su traslado al laboratorio y respectiva tinción.



Figura 3.4 Fotografía de frotis de la sangre de la trucha arco iris.
FUENTE: Andino y López (2011)

3.4.8 Ascensos capilares

Se realizó el ascenso de 3 capilares por organismo, los capilares fueron sellados con plastilina Bra-seal.

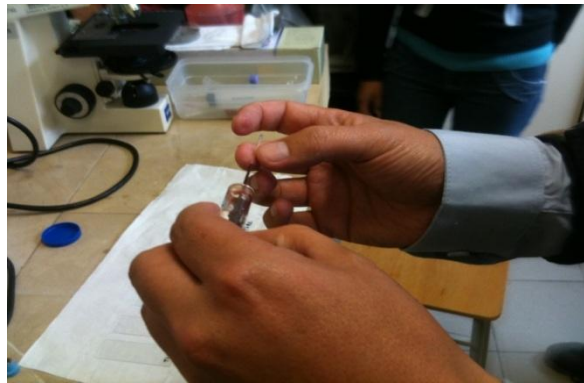


Figura 3.5 Fotografía de ascenso capilar de la sangre de la trucha arco iris.
Fuente: Andino y López (2011)

3.4.9 Hematocrito (*Hcto*)

Los capilares fueron colocados en tubos de ensayo, provistos de algodón en el fondo, debidamente rotulados y colocados en una centrifuga a 350 rpm durante 10 minutos.

Las lecturas se las realizo en una tabla de micro-hematocímetro. El valor observado fue anotado en el cuaderno de campo.

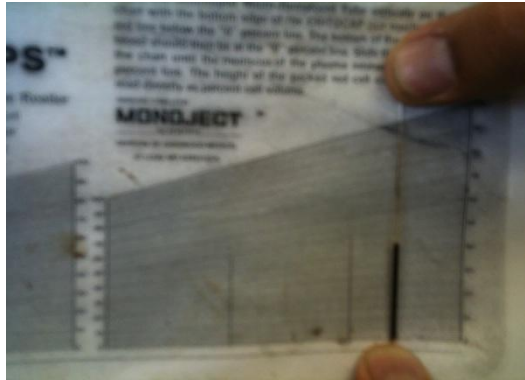


Figura 3.6 Fotografía de hematocrito de la sangre de la trucha arco iris.
FUENTE: Andino y López (2011)

3.4.10 Hemoglobina (Hb)

La lectura de hemoglobina se la realizó empleando el kit de Wiener, colocando 5 mL de reactivo de Drabkin en un tubo de ensayo con la ayuda de una pipeta de 10mL; empleando una micropipeta de 2 a 20 μ L, se adicionó al segundo tubo 20 μ L del estándar de Wiener, y a cada uno de los restantes tubos, 20 μ L de muestra de cada uno de los organismos. Esta solución fue agitada y leída en espectrofotómetro a 546 nm, a los 10 minutos. El equipo fue previamente encerado con el blanco (reactivo) y calibrado con el estándar, reportando los datos en un cuaderno de campo en unidades internacionales de g/dL.



Figura 3.7 Fotografía del análisis de proteína de la sangre de la trucha arco iris.
FUENTE: Andino y López (2011)

3.4.11 Proteínas Total (Pt)

La lectura de proteínas totales se la realizó con el kit de Human, colocando 1 mL de reactivo (Método de Biuret) en cada tubo de ensayo, empleando una pipeta de 10 mL, posteriormente se adicionó, con la ayuda de una micropipeta de 2 a 20 μL , 20 μL del estándar en el segundo tubo, los restantes tubos contienen 20 μL de plasma de cada una de las muestras de los organismos. La muestra fue agitada y leída en espectrofotómetro a 546 nm, a los 10 minutos. El equipo fue previamente encerado con el blanco (reactivo) y calibrado con el estándar, presentando los datos, en un cuaderno de campo, en unidades internacionales de g/dL.

El plasma se obtuvo de los capilares utilizados en la lectura del hematocrito, rompiendo los mismos a la altura del inicio de la columna del plasma, se invirtió el capilar y se esperó hasta que este descienda para tomar la muestra con la ayuda de una micropipeta de 2 a 20 μL .

3.4.12 Albúmina (Alb)

Al igual que para la lectura de las proteínas totales, el plasma fue obtenido de los capilares usados en la lectura del hematocrito (siguiendo las mismas instrucciones), tomando con la ayuda de una micropipeta de 2 a 20 μL , 10 μL de muestra que se colocaron en tubos de ensayo, a los que se adicionó 1 mL de reactivo del kit de Human (Método BCG), el segundo tubo contiene 10 μL del estándar. Las muestras fueron agitadas y se esperó 5 minutos para la lectura en espectrofotómetro a 578 nm. El equipo fue previamente

encerado con el blanco (reactivo) y calibrado con el estándar, reportando todo en unidades internacionales de g/dL.

3.4.13 Recuento glóbulos rojos y blancos (RBC y WBC)

Empleando una pipeta hematocimétrica de bola roja se procedió a aspirar, con ayuda de un absorbedor, la muestra de sangre hasta la marca de 0.5 teniendo la precaución de limpiar la parte exterior de la pipeta antes de tomar el reactivo de Natt y Herrick hasta la marca de 101. La solución fue mezclada durante 1 a 2 minutos, se desecharon las 5 primeras gotas y se cargó la cámara de Neubauer, dejándola reposar 2 minutos más, para luego ser llevada al microscopio, y realizar el recuento con lente de 40x. el recuento de eritrocitos se realizó en los cinco cuadros (cuadros de las esquinas y cuadro central) del retículo central de la cámara y el de leucocitos en todos los cuadros del retículo central, para este recuento se emplea un contador hemático.



Figura 3.8 Fotografía pipeta hematocimétrica con reactivo de Natt y Herrick
FUENTE: Andino y López (2011)

El número de eritrocitos contados se multiplicó por 10 000 para ser expresados en cel x 10⁶ /μL.

El número de leucocitos contados se multiplicó por 2000 y se expresaron en cel x 10⁴ /μL.

3.4.14 Medición del color muscular (Evaluación cualitativa)

Para esta evaluación se diseñó un formato de registro de datos, se procedió a cortar a los individuos en filetes y fueron colocados sobre fondo azul oscuro, se realizó la comparación del color de estas muestras, con la tabla de colores estandarizados para salmónidos publicada por ROCHE®.

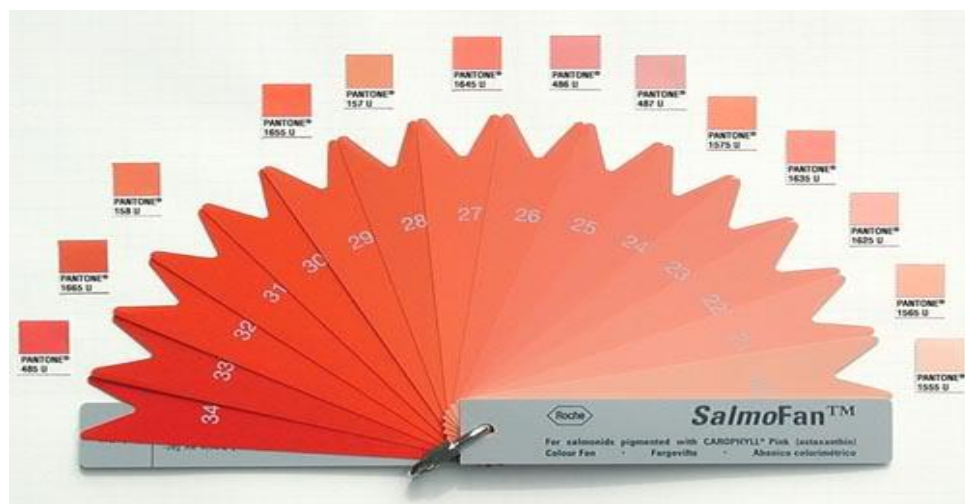


Figura 3.9 Abanico colorimétrico SalmoFan ROCHE®.

FUENTE: Hoffman la Roche (2000)

3.4.15 Absorción de carotenoides totales en el músculo

Para la determinación de los patrones de absorción se procedió a cortar 12 gr de músculo de cada uno de los individuos de cada uno de los tratamientos y se colocó en vaso de precipitación, se los sumergió en 50 mL de aceite de girasol y se dejó reposar durante 8 días. Se utilizó un espectrofotómetro uv/visible con capacidad de una celda y mecanismo totalmente computarizado, las lecturas se realizaron a la absorbancia máxima a 572 μm .



Figura 3.10 Fotografía extracción pigmento del músculo de la trucha arco iris en aceite.
FUENTE: Andino y López (2011)

Las diferencias de absorción del carotenoides se obtuvieron la siguiente ecuación:

$$\text{Carotenoides } (\mu\text{g/g waste}) \\ = [(A * V * D * 10^6) / (100 * W * E)]$$

Dónde:

A: Absorbancia

V: Volumen de pigmento recogido en aceite

D: Factor de dilución

W: Peso de la muestra en gramos

E: Coeficiente de extinción (2290 para la astaxantina en aceite de girasol)

3.5 DESCRIPCION DE LAS VARIABLES

3.5.1 Parámetros comerciales

Las variables en estudio fueron determinadas, de acuerdo a los parámetros comerciales para trucha arco iris:

3.5.1.1 Peso

La unidad de medida para esta variable fue gramos (g) y se utilizó una balanza electrónica.

3.5.1.2 Largo total

3.5.1.3 Ancho

El largo y ancho de los animales se midió en centímetros (cm) con una regleta metálica.

3.5.2 Parámetros productivos

3.5.2.1 Factor de conversión alimenticia (FCA)

El resultado del cálculo, determina la cantidad de alimento balanceado requerido para obtener un kilogramo de incremento en peso.

$$\text{FCA} = \text{Cantidad de balanceado consumido} / (\text{Wf} - \text{Wi})$$

FCA = Factor de conversión alimenticia

Wf = Peso final

Wi = Peso inicial

3.5.2.2 Tasa de crecimiento específico (TCE)

Es la relación que existe entre el crecimiento y una unidad de tiempo, se expresa en porcentaje (%/tiempo)

$$\text{TCE} = [(\ln \text{Wf} - \ln \text{Wi}) / t] * 100$$

$\ln \text{Wf}$ = Logaritmo natural del peso final

$\ln \text{Wi}$ = Logaritmo natural del peso inicial

t = Tiempo (días)

3.5.3 Pruebas hematológicas

Las muestras que se utilizaron para esta fase de investigación, fueron tomadas de 3 animales por cada tratamiento, que provenían de una población total de 240 individuos de 300 ± 13 g de peso

3.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se trabajó con un diseño completamente al azar. El tamaño de la muestra fue de 9 animales por cada tratamiento, distribuidos en tres repeticiones (3 animales por cada repetición), de este modo, se consiguió reducir los errores de tipo I y II. (González, 1985).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 PARAMETROS ABIÓTICOS (PROYECTO DE ACUICULTURA)

Las condiciones ambientales se mantuvieron acorde a las exigencias de la especie, el caudal se mantuvo en el orden de $6.5 \text{ m}^3 \times \text{h}^{-1}$, permitiendo una renovación del 100% del volumen total. (Tabla 4.1).

Cuadro 4.1 Comportamiento de los parámetros abióticos en el proyecto de Pailones.

PARÁMETROS	MÍNIMO	MÁXIMO	PROMEDIO
Temperatura (°C)	9.96	12.46	11.22
Oxígeno (ppm)	80	80	80
pH	6.39	6.95	6.67

FUENTE: Laboratorio de Acuicultura, IASA – ESPE (2011).

De acuerdo a Ortiz, 2008 (referencia personal, Cuadro 4.2), el promedio de los parámetros bióticos el proyecto de acuicultura IASA se encuentran acordes a los valores requeridos para la especie y posibilitan un adecuado desarrollo de los organismos.

CUADRO 4.2 Parámetros abióticos de la piscifactoría de Pailones.

PARÁMETROS	PROMEDIO
Temperatura (°C)	12
Oxígeno disuelto (ppm)	80
pH	6.7
Caudal (L/ s)	60

FUENTE: Ortiz J.C. (2008).

4.2 CURVAS DE CRECIMIENTO PARA TRUCHA ARCO IRIS

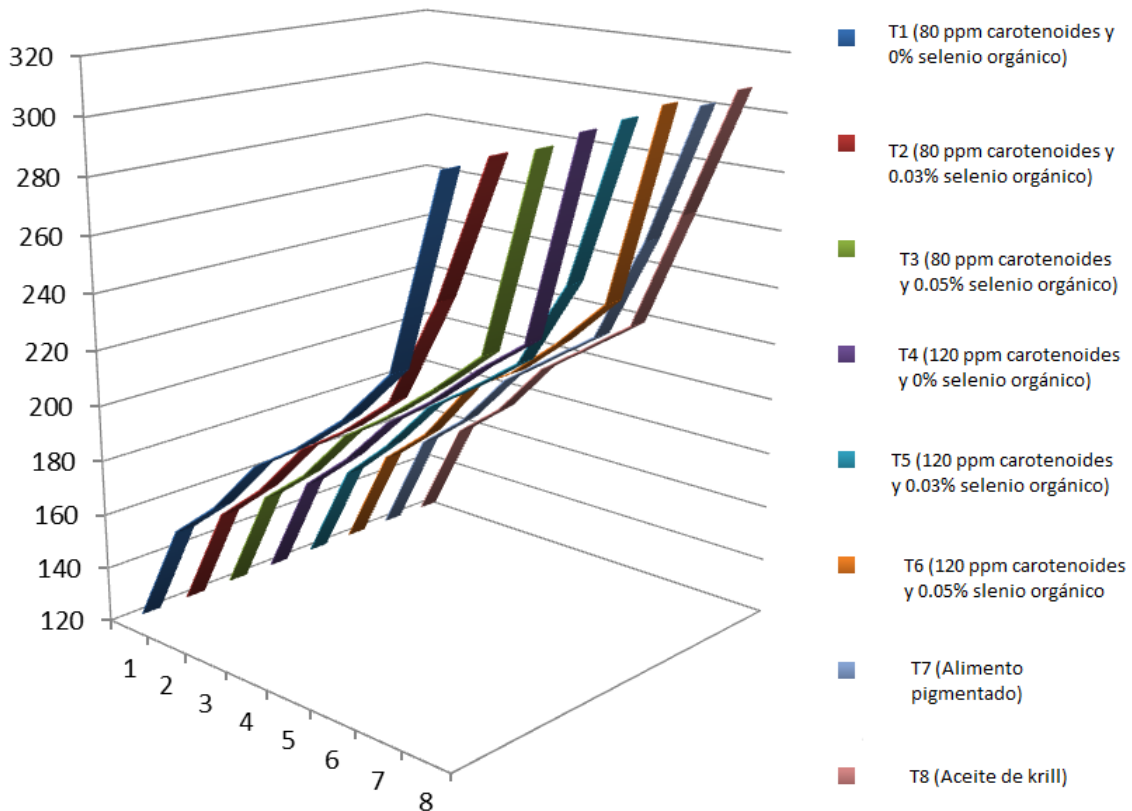


Gráfico 4.1 Ritmo de crecimiento de todos los tratamientos durante el periodo de experimentación.

Como se puede apreciar en el gráfico 4.1 el tratamiento que obtuvo el mayor ritmo de crecimiento fue el tratamiento T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) con un peso final de 308.33 gr seguido del tratamiento T8 (Aceite de krill) con un peso de 308.17 gr, a diferencia de los tratamientos T1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico) con un peso final de 302.87 gr y T3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) con un peso final de 302.90 gr, existiendo una diferencia aproximada de 6 gr lo que se atribuye a la adición de carotenoides y selenio orgánico en la dieta de la trucha arco iris lo que concuerda con Christiansen y Torrissen (1994) Translation of biological function of astaxanthin in salmon, donde se encontró similar tendencia.

4.3 VARIABLES COMERCIALES

4.3.1 Peso final

Al establecer el análisis de varianza para el peso final de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas a nivel del 1% para tratamientos y al desglosar se detectó diferencias estadísticas entre los niveles de carotenoides al mismo porcentaje, además se encontró diferencias estadísticas al comparar el testigo T8 (Aceite de krill) con los tratamientos del factorial, los niveles de selenio orgánico (Se) así como la interacción carotenoides por selenio orgánico no presentaron diferencia estadísticas, el promedio general del peso final fue de 305.40 gr con un coeficiente de variación de 0.58% (Cuadro 4.3).

Cuadro 4.3 Análisis de variancia para el peso final de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de la dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	147.10		
Tratamientos	7	97.40	13.91	4.48**
Carotenoides (C)	1	53.73	53.73	17.27**
Selenio (Se)	2	7.61	3.81	1.22ns
CxS	2	8.83	4.42	1.42ns
T7 vs resto	1	0.06	0.06	0.02ns
T8 vs factorial	1	27.16	27.16	8.74**
Error	16	49.70	3.11	
X (gr)			305.40	
CV (%)			0.58	

Hay un ligero incremento del peso de la trucha arco iris al incrementar la dosificación de carotenoides diferenciándose estadísticamente mediante la prueba de DMS al 5% (Cuadro 4.4).

Cuadro 4.4 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el peso de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	PESO (gr)	
C2 (120ppm)	306.64	A
C1 (80ppm)	303.19	B

Sin embargo de no diferenciarse estadísticamente se produjo un ligero incremento en el peso final de la trucha arco iris a medida que se incrementó las dosis de selenio orgánico (Cuadro 4.5).

Cuadro 4.5 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el peso de la trucha arco iris.

SELENIO	PESO (gr)	
S3 (0,05)	305.62	
S2 (0,03)	305.08	
S1 (0 %)	304.05	

Bajo la aplicación del tratamiento T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) se obtuvo el mayor peso de la trucha arco iris con un promedio de 308.33 gr seguido del testigo T8 (Aceite de krill) con un promedio de 308.17, los cuales se encuentran ocupando los primeros lugares del primer rango, lo que concuerda por lo manifestado por Y. Staykov y P. Spring en su trabajo Effects of Bioplexes® and Sel-Plex® on performance and immune status of rainbow trout fingerlings (*Salmo gairdneri irideus* G.), quienes sugieren que la adición de selenio orgánico a la dieta aumenta el peso final del animal, mientras que el resto de tratamientos manifestaron promedios inferiores a los 306 gr, los menores promedios se presentaron con la dosificación baja de carotenoides y se encuentran ocupando los últimos lugares del ultimo rango (Cuadro 4.6).

Cuadro 4.6 Efecto de los tratamientos sobre el peso de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	PESO (gr)	
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	308.33	A
T8 Aceite de krill	308.17	A
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	306.37	AB
T7 Alimento pigmentado	305.53	AB
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	305.23	AB
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	303.80	BC
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	302.90	C
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	302.87	C

En el gráfico 4.2 se puede apreciar claramente que el único tratamiento que logra superar al T8 (Aceite de krill) fue el T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico).

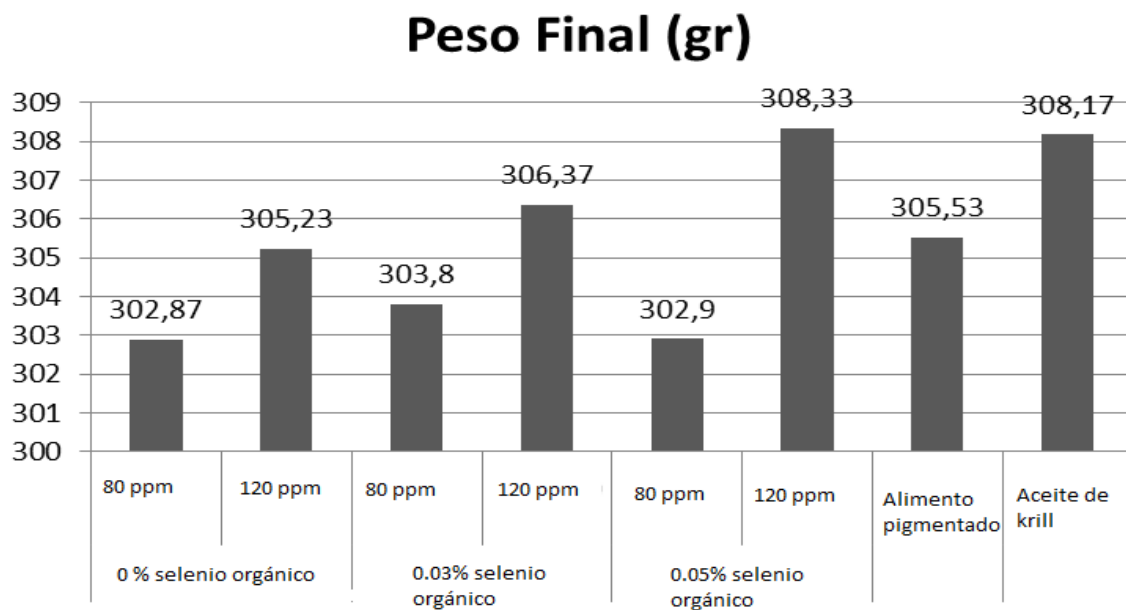


Gráfico 4.2 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el peso final de la trucha arco iris.

Los resultados anteriores demuestran que las dosis bajas de carotenoides (80 ppm) con sus respectivas dosis de selenio orgánico (0%, 0.03, 0.05%) y las dosis altas de carotenoides (120 ppm) con las dosis mínimas de selenio orgánico (0%, 0.03%) no superan el peso final del testigo T8 (Aceite de krill), así mismo con el testigo T7 (alimento pigmentado).

4.3.2 Largo total

Al establecer el análisis de varianza para el largo total de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas a nivel del 5% para tratamientos y al desglosar únicamente se encontró significación estadística en la interacción de dosis de carotenoides por dosis selenio orgánico al mismo porcentaje, el resto de fuentes de variación no manifestaron diferencias estadísticas, promedio general del largo total de la trucha arco iris a los 132 días fue de 29.93 cm, con un coeficiente de variación de 2.27% (Cuadro 4.7).

Cuadro 4.7 Análisis de variancia para el largo total de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de la dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	17.99		
Tratamientos	7	10.59	1.51	3.27*
Carotenoides (C)	1	1.33	1.33	2.89ns
Selenio (S)	2	2.56	1.28	2.78ns
CxS	2	5.05	2.53	5.50*
T7 vs resto	1	0.55	0.55	1.19ns
T8 vs factorial	1	1.09	1.09	2.35ns
Error	16	7.41	0.46	
X (cm)			29.93	
CV (%)			2.27	

Como se puede apreciar en el cuadro 4.8 los niveles de carotenoides no afectaron al largo total de la trucha arco iris pues las diferencias son insignificantes.

Cuadro 4.8 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el largo total de la trucha arco iris.

CAROTENOIDEOS	LARGO TOTAL (cm)
C2 (120ppm)	30.06
C1 (80ppm)	29.51

Las dosificaciones de selenio orgánico no afectaron en el largo total de las truchas arco iris pues a penas la diferencia entre el mayor y menor largo es de 0.82 cm (Cuadro 4.9).

Cuadro 4.9 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el largo total de las truchas arco iris.

SELENIO	LARGO TOTAL (cm)	
Se2 (0.03%)	30.07	
Se3 (0.05%)	30.03	
Se1 (0 %)	29.25	

El único tratamiento en base de carotenoides y selenio orgánico que superó a los dos testigos T7 (Alimento pigmentado) y T8 (Aceite de krill) fue el T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico), pero sin diferenciarse estadísticamente mediante la prueba de Duncan al 5%, lo que concuerda a lo citado por S. Rider y S Davis (2007) en su trabajo Methods in the assessment of dietary zinc and selenium bioavailability in practical rainbow trout diets and results on the effect of organic and inorganic mineral sources on zinc and selenium dependent enzymes. El tratamiento menos funcional constituyó el T1 que corresponde a las menores dosificaciones de carotenoides y selenio orgánico (Cuadro 4.10).

Cuadro 4.10 Efecto de los tratamientos sobre el largo total de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	LARGO TOTAL (cm)	
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	30.57	A
T2 C1S2(80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	30.53	A
T8 Aceite de krill	30.43	A
T7 Alimento pigmentado	30.33	A
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	30.00	A
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	29.60	AB
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	29.50	AB
T1 C1S1(80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	28.50	B

En el gráfico 4.3 se aprecia claramente que el único tratamiento que bajo la aplicación de carotenoides a 120 ppm y selenio orgánico 0.05% las truchas alcanzan el mayor largo total. La no aplicación de selenio orgánico presenta un menor largo total.

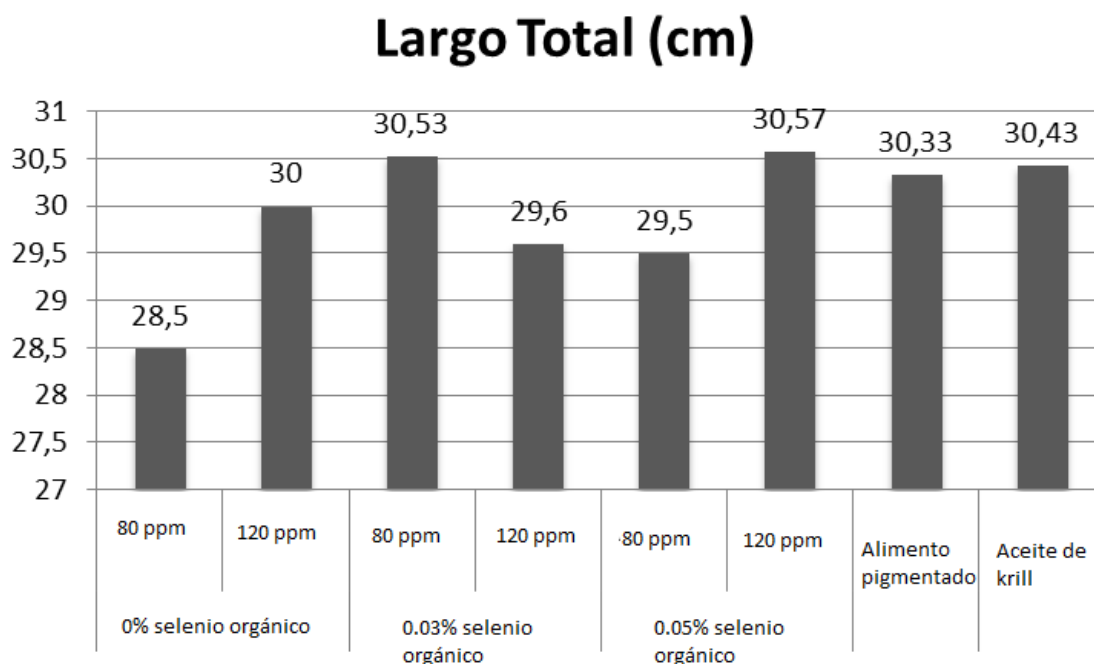


Gráfico 4.3 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el largo total de la trucha arco iris.

4.3.3 Largo parcial

Al establecer el análisis de varianza para el largo parcial de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas a nivel del 5% para tratamientos y al desglosar se detectó significación estadística en la interacción dosis de carotenoides por dosis de selenio orgánico lo que nos indica que los dos factores actúan dependientemente, además se encontró diferencias estadísticas al comparar el testigo T8 (Aceite de krill) versus los

tratamientos del factorial. El resto de fuentes de variación no presentaron diferencias estadísticas, el promedio general del largo parcial de la trucha arco iris fue de 27.16 cm; con un coeficiente de variación de 2.57% (Cuadro 4.11).

Cuadro 4.11 Análisis de variancia para el largo parcial de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de la dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	20.66		
Tratamientos	7	12.83	1.83	3.75*
Carotenoides (C)	1	1.08	1.08	2.20ns
Selenio (S)	2	2.10	1.05	2.14ns
CxS	2	6.75	3.38	6.89**
T7 vs resto	1	0.66	0.66	1.34 ns
T8 vs factorial	1	2.24	2.24	4.58*
Error	16	7.83	0.49	
X (cm)			27.16	
CV (%)			2.57	

Hay un ligero incremento del peso de la trucha arco iris al incrementar la dosificación del carotenoides sin diferenciarse estadísticamente mediante la prueba de DMS al 5% (Cuadro 4.12).

Cuadro 4.12 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el largo parcial de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	LARGO PARCIAL (cm)
C2 (120ppm)	27.21
C1 (80ppm)	26.72

Las diferencias encontradas del largo parcial de la trucha arco iris son mínimas ya que apenas llega al 0.74 cm entre la no aplicación de selenio y el 0.03% (Cuadro 4.13).

Cuadro 4.13 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el largo parcial de la trucha arco iris.

SELENIO	LARGO PARCIAL (cm)	
S2 (0.03%)	27.22	
S3 (0.05%)	27.20	
S1 (0 %)	26.48	

Al analizar todos los tratamientos se puede apreciar que ninguna de las interacciones dosis de carotenoides por selenio orgánico superaron al promedio obtenido por el T8 (Aceite de krill) sin embargo muchos de ellos no se diferenciaron estadísticamente, el tratamiento menos funcional fue la no aplicación de selenio orgánico y la utilización de carotenoides a 80 ppm, a pesar de que no existieron diferencias estadísticas en el presente estudio, esto corrobora el trabajo realizado por S. Rider y S Davis (2007) quienes proponen que los carotenoides influye en las variables morfométricas de la trucha arco iris (Cuadro 4.14 y gráfico 4.4).

Cuadro 4.14 Efecto de los tratamientos sobre el largo parcial de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	LARGO PARCIAL (cm)	
T8 Aceite de krill	27.90	A
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	27.73	A
T7 Alimento pigmentado	27.60	A
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	27.47	A
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	27.47	A
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	26.93	A
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	26.70	AB
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	25.50	B

Largo Parcial (cm)

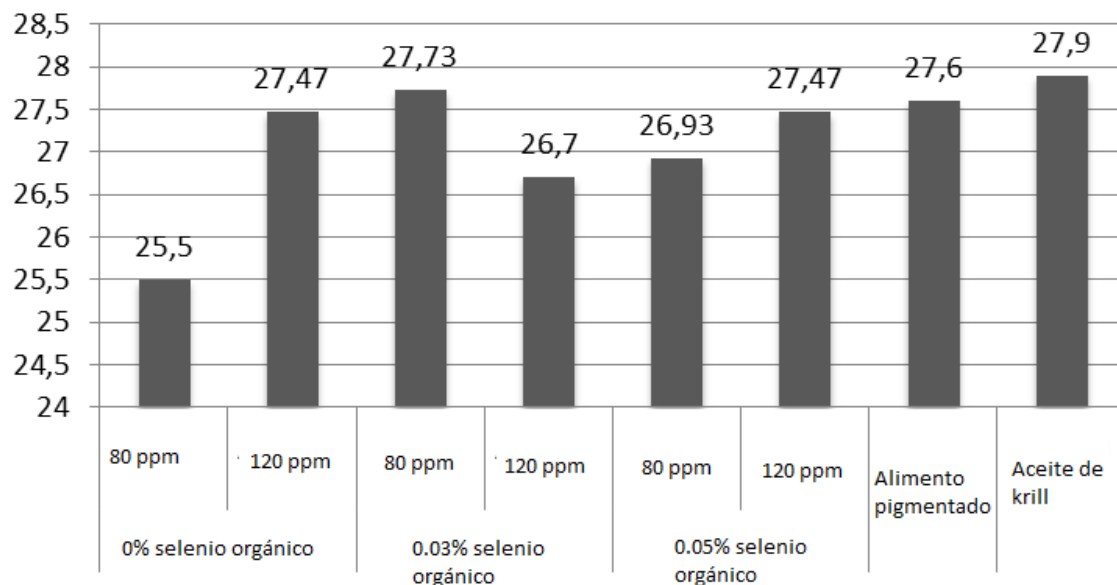


Gráfico 4.4 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el largo parcial de la trucha arco iris.

4.4 PRUEBAS DE LABORATORIO

4.4.1 Hematocrito

Al establecer el análisis de varianza para el contenido de hematocrito en la sangre de la trucha arco iris expresado en porcentaje, se encontró únicamente diferencias estadísticas a nivel del 5% para tratamientos el resto de fuentes de variación no manifestaron diferencias estadísticas, el promedio general del porcentaje de hematocrito en la sangre de la trucha arco iris fue de 45.19% con un coeficiente de variación de 6.76% (Cuadro 4.15).

Cuadro 4.15 Análisis de variancia para el hematocrito de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de la dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	335.91		
Tratamientos	7	186.2	26.61	2.84*
Carotenoides (C)	1	26.89	26.89	2,87ns
Selenio (S)	2	56.19	28.10	3.00ns
CxS	2	67.36	33.68	3.60ns
T7 vs resto	1	11.79	11.79	1.26ns
T8 vs factorial	1	24.01	24.01	2.57ns
Error	16	149.67	9.35	
X (%)			45.19	
CV (%)			6.76837	

Hay un ligero incremento en el porcentaje de hematocrito en la sangre de la trucha arco iris al incrementar la dosificación de carotenoides sin diferenciarse estadísticamente, (Cuadro 4.16).

Cuadro 4.16 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el hematocrito de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	Hematocrito (%)
C2 (120ppm)	47.11
C1 (80ppm)	44.67

A medida que se incrementó la dosificación de selenio aumentó el porcentaje de hematocrito en la sangre de la trucha arco iris pero sin diferenciarse estadísticamente, dichos valores son más altos que los obtenidos por Martha Buenaño Carriel (2008), los cuales incrementaron por incidencia del selenio orgánico en la dieta de la trucha arco iris (Cuadro 4.17).

Cuadro 4.17 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el hematocrito de la trucha arco iris.

SELENIO	HEMATOCRITO (%)	
S2 (0,03)	45.42	
S3 (0,05)	48.25	
S1 (0 %)	44.00	

El mayor porcentaje de hematocrito se consiguió al suministrar la dosificación de 80 ppm de carotenoides y 0.05% de selenio orgánico alcanzando un promedio de 49.67%, sin embargo los valores que están a continuación son los que corresponden a la dosis de 120 ppm de carotenoides lo cual ratifica lo dicho por Martha Buenaño Carriel (2008). Todos los tratamientos en base de carotenoides y selenio superaron a los 2 testigos a excepción del T1 (80 ppm carotenoides y 0% de selenio orgánico) que apenas alcanzó un 40.83% (Cuadro 4.18).

Cuadro 4.18 Efecto de los tratamientos sobre el hematocrito de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	HEMATOCRITO %	
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	49.67	A
T5C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	46.83	AB
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	47.33	AB
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	47.17	AB
T2 C1S2 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	43.50	BC
T7 Alimento pigmentado	43.33	BC
T8 Aceite de krill	42.83	BC
T1 C1S1 (80ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	40.83	C

En el gráfico 4.5 se puede apreciar claramente que los mayores incrementos del porcentaje de hematocrito en la sangre de la trucha arco iris por efecto de las dosificaciones de selenio orgánico se presentaron bajo la dosificación de 80 ppm de carotenoides.

Hematocrito (%)

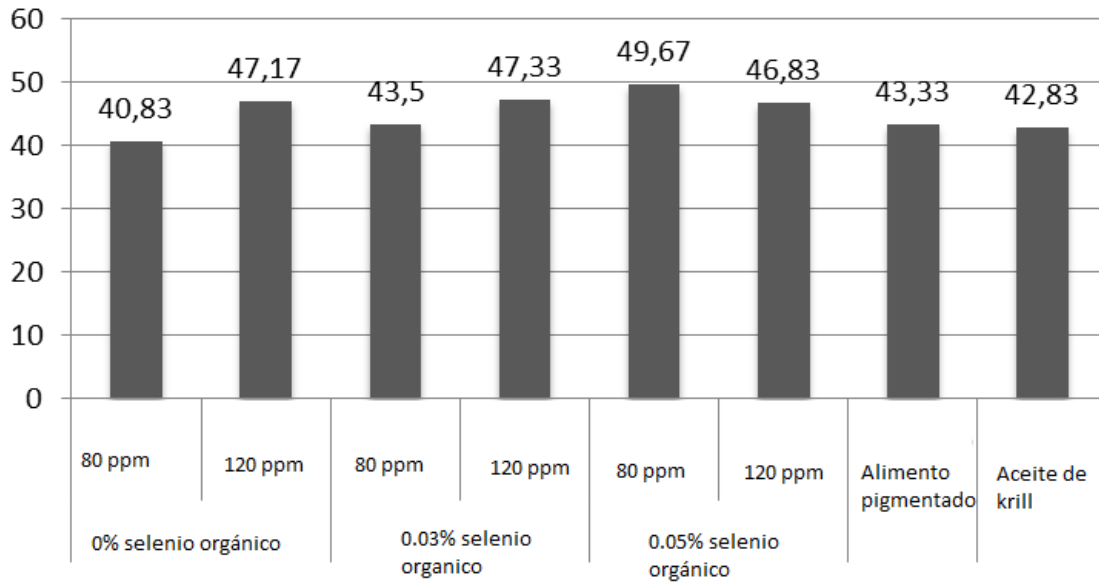


Gráfico 4.5 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el porcentaje de hematocrito de la trucha arco iris.

4.4.2 Hemoglobina

Al establecer el análisis de varianza para el contenido hemoglobina UI de la trucha arco iris no se encontró diferencias en cada una de las fuentes de variación establecidas, el promedio general del contenido de hemoglobina fue de 8.58 UI con un coeficiente de variación de 10.81% (Cuadro 4.19).

Cuadro 4.19 Análisis de variancia para la hemoglobina de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	21.31		
Tratamientos	7	7.53	1.08	1.25ns
Carotenoides (C)	1	0.28	0.28	0.32ns
Selenio (S)	2	0.22	0.11	0.12ns
CxS	2	4.01	2.01	2.33ns
T7 vs resto	1	0.18	0.18	0.21ns
T8 vs factorial	1	2.83	2.83	3.28ns
Error	16	13.78	0.86	
X (UI)			8.58	
CV (%)			10.81620	

En los cuadros 4.20, 4.21 y 4.22 se presentan los promedios del contenido de hemoglobina por efecto de la dosificación de carotenoides, de selenio orgánico y de los tratamientos en general, respectivamente los cuales no se diferenciaron estadísticamente.

Cuadro 4.20 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la hemoglobina de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	HEMOGLOBINA UI
C2 (120ppm)	8.82
C1 (80ppm)	8.57

Cuadro 4.21 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la hemoglobina de la trucha arco iris.

SELENIO	HEMOGLOBINA UI
S3 (0.03%)	8.83
S2 (0.03%)	8.70
S1 (0 %)	8.56

A pesar de que no existieron diferencias significativas, los valores obtenidos de la cantidad de hemoglobina ligeramente incrementada por el selenio orgánico concuerdan con la investigación realizada por ALLTECH (2006) sobre la inmunidad no específica producida

por el selenio orgánico, debido al incremento de hemoglobina en la sangre de la trucha arco iris es importante ya que el acarreo de oxígeno es mayor. (Cuadro 4.22 y gráfico 4.6).

Cuadro 4.22 Efecto de los tratamientos sobre la hemoglobina de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	HEMOGLOBINA UI	
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	9.28	
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	9.27	
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	8.81	
T7 Alimento pigmentado	8.81	
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	8.58	
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	8.39	
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	7.86	
T8 Aceite de krill	7.65	

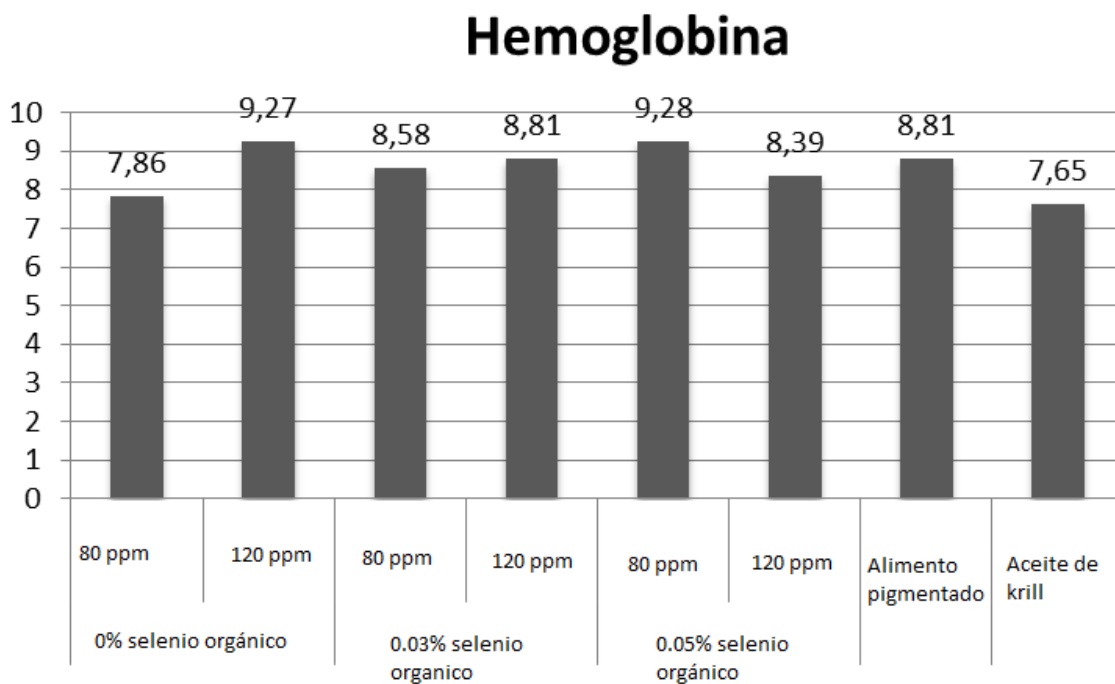


Gráfico 4.6 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de hemoglobina presente en la sangre de la trucha arco iris.

4.4.3 Proteínas totales

Al establecer el análisis de varianza para cantidad de proteína en la sangre de la trucha arco iris no se encontró diferencias en cada una de las fuentes de variación establecidas, el promedio general del contenido de proteína en la sangre de la trucha arco iris fue de 3.30 UI y un coeficiente de variación de 14.32% (Cuadro 4. 23).

Cuadro 4.23 Análisis de variancia para la cantidad de proteína en la sangre de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	6.42		
Tratamientos	7	2.84	0.41	1.81ns
Carotenoides (C)	1	0.43	0.43	1.95ns
Selenio (S)	2	0.55	0.28	1.27ns
CxS	2	1.18	0.59	2.68ns
T7 vs resto	1	0.04	0.04	0.17ns
T8 vs factorial	1	0.64	0.64	2.84ns
Error	16	3.58	0.22	
X (UI)			3.30	
CV (%)			14.32	

En los cuadros 4.24, 4.25 y 4.26 se presentan los promedios del contenido de proteína por efecto de la dosificación de carotenoides, de selenio orgánico y de los tratamientos en general, respectivamente los cuales no se diferenciaron estadísticamente.

Cuadro 4.24 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la proteína de la trucha arco iris.

CAROTENOIDEOS	PROTEÍNA UI
C1 (80ppm)	3.37
C2 (120ppm)	3.06

Como consecuencia del incremento en la dosis de selenio orgánico en la dieta de la trucha arco iris, la cantidad de proteínas totales en el plasma de la sangre de la trucha arco iris disminuyó.

Cuadro 4. 25 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la proteína de la trucha arco iris.

SELENIO	PROTEÍNA UI	
S1 (0 %)	3.45	
S2 (0,03)	3.19	
S3 (0,05)	3.02	

A pesar de que no existieron diferencias significativas en los valores obtenidos de proteína, el mayor incremento presento el T8 (Aceite de krill) con 3.72 UI y el tratamiento menos efectivo fue el T5 (120 ppm carotenoides y 0.03% de selenio orgánico). La trucha arco iris tiene la capacidad de metabolizar selenoproteinas (selenometionina, selenocisteina) las cuales se sintetizan en el hígado y luego se liberan al torrente sanguíneo, dichas proteínas tienen una alta capacidad antioxidante y además protegen a las células contra el estrés oxidativo, un daño oxidativo en la célula provocaría lesiones a nivel de membrana celular y en la respiración (Buhigas, 2003).

La glutatión peroxidasa (GPx) es una enzima selenio (Se) dependiente formada por cuatro subunidades idénticas, cada una contiene un residuo de selenocisteina que cataliza la reducción del peróxido de hidrógeno (H₂O₂) o lipoperóxido (L-OOH), utilizando como agente reductor el glutatión reducido (GSH). Se conoce que los L-OOH son tóxicos en los tejidos animales y que dan lugar a especies reactivas del oxígeno (ERO) como los radicales peróxido (L-OO*), que son compuestos indeseables para los organismos vivos. La

glutación peroxidasa, como parte del mecanismo de defensa antioxidante, evita la oxidación de los L-OOH, reduciéndolos en presencia de GSH.

Esta reacción produce hidróxidos que son elementos potencialmente dañinos y que al oxidarse se convierten en radicales alcoholóxidos, para los que no se conoce enzima que los metabolice. La glutatión peroxidasa se localiza en: citosol (eritrocitos), lisosomas (neutrófilos, macrófagos y otras células del sistema inmune) (Cisneros *et al.*, 1997). La actividad de la glutatión peroxidasa se correlaciona bien con el contenido de selenio en sangre y en estados deficitarios, pero no cuando las concentraciones de selenio son altas, es decir a concentraciones elevadas la acción de la glutatión peroxidasa colapsa produciendo trastornos en el sistema de defensa antioxidante, inmune, citosol y lisosomas. La dosis alta (0.05% de selenio orgánico) probablemente provocó una sobredosis toxica ya que todos los parámetros sanguíneos tienden a disminuir con la inclusión de selenio orgánico a ese porcentaje, estos resultados se concuerdan con los obtenidos por (Mojica, 2000). (Cuadro 4.26 y gráfico 4.7).

Cuadro 4.26 Efecto de los tratamientos sobre la proteína de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	PROTEÍNA UI
T8 Aceite de krill	3.72
T3 A1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	3.57
T4 A2S1(120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	3.65
T7 Alimento pigmentado	3.41
T2 A1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	3.31
T1 A1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	3.24
T6 A2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	2.81
T5 A2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	2.73

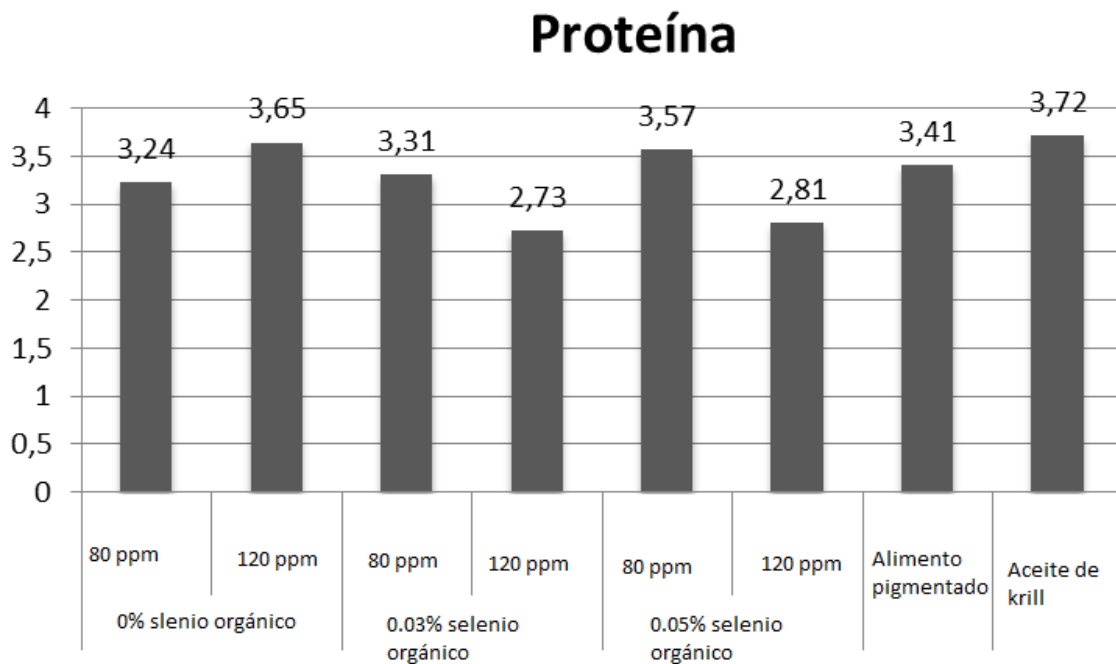


Gráfico 4.7 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de proteína presente en la sangre de la trucha arco iris.

4.4.4 Albúmina

Al establecer el análisis de varianza para el contenido de albúmina en la sangre de la trucha arco iris no se encontró diferencias estadísticas para tratamientos, sin embargo al desglosar sus grados de libertad se encontró diferencias estadísticas en las dosificaciones de carotenoides, mientras que en el resto de fuentes de variación no se encontró diferencias estadísticas, el promedio general de la cantidad de albúmina presente en la sangre de la trucha arco iris fue de 4.36 UI con un coeficiente de variación de 15.01% (Cuadro 4.27).

Cuadro 4.27 Análisis de variancia para la albúmina de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	12.15		
Tratamientos	7	5.30	0.76	1.77ns
Carotenoides (C)	1	2.41	2.41	5.60*
Selenio (S)	2	1.02	0.51	1.18ns
CxS	2	1.29	0.65	1.51ns
T7 vs resto	1	0.10	0.10	0.24ns
T8 vs factorial	1	0.48	0.48	1.12ns
Error	16	6.85	0.43	
X (UI)			4.36	
CV (%)			15.01	

Hay un ligero decremento en la cantidad de albúmina presente en la sangre de la trucha arco iris al incrementar la dosificación de carotenoides diferenciándose estadísticamente mediante la prueba de DMS al 5%.

Cuadro 4.28 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la albúmina de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	ALBÚMINA UI	
C1 (80ppm)	4.76	A
C2 (120ppm)	4.03	B

Cuadro 4.29 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la albúmina de la trucha arco iris.

SELENIO	ALBÚMINA UI	
S1 (0 %)	4.71	
S3 (0.05%)	4.33	
S2 (0.03%)	4.14	

Sin embargo de no diferenciarse estadísticamente mediante el análisis de varianza la prueba de Duncan al 0.05% estableció dos rangos ocupando el primer lugar del primer rango con el mayor contenido de albúmina 5.06 UI se encontró al tratamiento T3 (80

ppm carotenoides y 5% selenio orgánico) mientras que el menor contenido se produjo con el tratamiento T6 (120 ppm carotenoides y 5% selenio orgánico).

Además se aprecian que los mayores promedios se obtuvieron bajo la dosificación más baja de carotenoides (Cuadro 4.30 y gráfico 4.8).

Cuadro 4.30 Efecto de los tratamientos sobre la albúmina de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	ALBÚMINA UI	
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	5.06	A
T8 Aceite de krill	3.97	AB
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	4.81	AB
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	4.62	AB
T7 Alimento pigmentado	4.53	AB
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	4.41	AB
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	3.88	AB
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	3.60	B

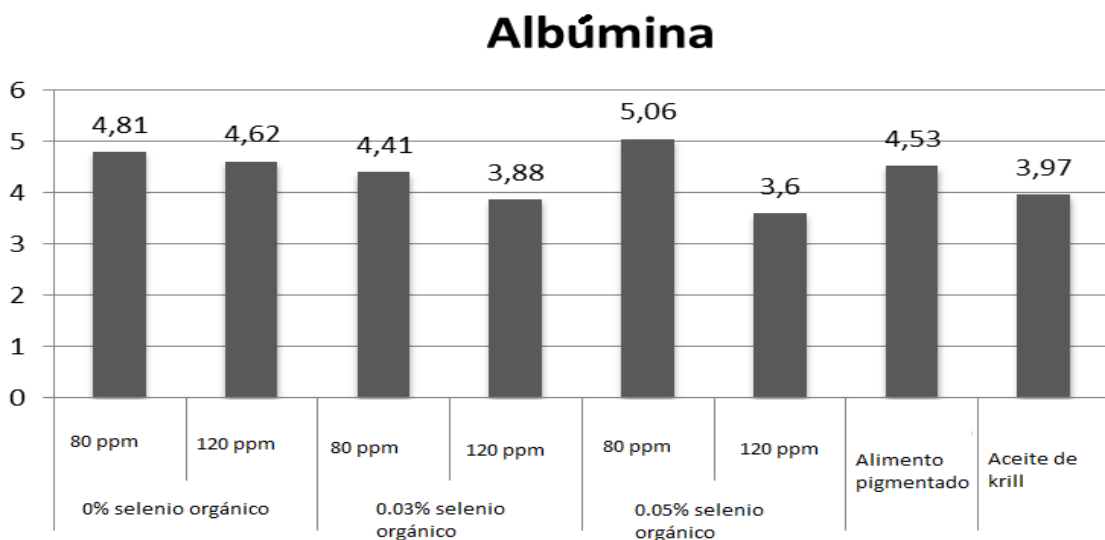


Gráfico 4.8 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de albúmina presente en la sangre de la trucha arco iris.

4.4.5 Glóbulos rojos

Al establecer el análisis de varianza para el número de glóbulos rojos no se encontró diferencias estadísticas para tratamientos así como el resto de fuentes de variación a excepción de la interacción que manifestó significación estadística a nivel del 5% lo que nos indica que los dos factores en estudio actuaron dependientemente, el promedio general del número de glóbulos rojos presentes en la sangre de la trucha arco iris fue de 94.88 UI con un coeficiente de variación de 5.43%. (Cuadro 4.31).

Cuadro 4.31 Análisis de variancia para el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	773.63		
Tratamientos	7	349.13	49.88	1.88 ns
Carotenoides (C)	1	39.01	39.01	1.47 ns
Selenio (S)	2	108.53	54.26	2.04 ns
CxS	2	185.86	92.93	3.50*
T7 vs resto	1	12.05	12.05	0.45 ns
T8 vs factorial	1	3.67	3.67	0.14 ns
Error	16	424.50	26.5	
X			94.88	
CV (%)			5.43	

Sin embargo de no diferenciarse estadísticamente se puede apreciar un incremento de glóbulos rojos a medida que se incrementó el contenido de carotenoides, pero sin diferenciarse estadísticamente (Cuadro 4.32).

Cuadro 4.32 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	GLÓBULOS ROJOS (UI)	
C2 (120ppm)	96.44	
C1 (80ppm)	93.50	

Es muy importante manifestar que a medida que se incrementó las dosificaciones de selenio orgánico disminuyó ligeramente el contenido de glóbulos rojos sin diferenciarse estadísticamente (Cuadro 4.33).

Cuadro 4.33 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris.

SELENIO	GLÓBULOS ROJOS (eritrocito /mL)	
S1 (0 %)	96.75	
S2 (0.03%)	96.67	
S3 (0.05%)	91.50	

Es importante indicar que bajo la dosificación de 80 ppm carotenoides la dosis de selenio orgánico más funcional fue de 0.03% (T2), mientras que a la dosis de 120 ppm de carotenoides el mayor conteo de glóbulos rojos se obtuvo cuando no se aplicó selenio orgánico y es así que conjuntamente que con el tratamiento T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) superaron a los dos testigos esto se relaciona a lo mencionado por J. Cisneros (1997). Quien propone que un exceso de selenio orgánico en la alimentación de la trucha arco iris provoca un colapso en la acción de la glutatión peroxidasa produciendo trastornos en el citosol es decir en los eritrocitos. (Cuadro 4.34 y gráfico 4.9).

Cuadro 4.34 Efecto de los tratamientos sobre el conteo de glóbulos rojos de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	GLÓBULOS ROJOS	
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	99.33	A
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	98.67	A
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	96.67	A
T8 Aceite de krill	96.17	A
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	94.83	AB
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	94.00	AB
T7 Alimento pigmentado	93.00	AB
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	86.33	B

Globulos Rojos

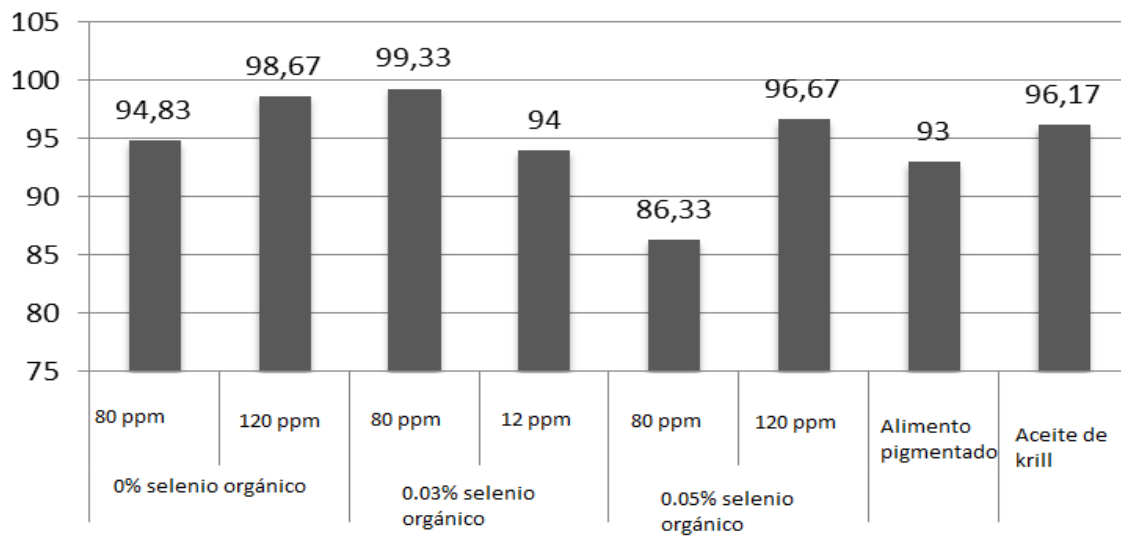


Gráfico 4.9 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de glóbulos rojos presente en la sangre de la trucha arco iris.

4.4.5 Glóbulos blancos

Al establecer el análisis de varianza para el contenido de glóbulos blancos en unidades internacionales de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas en cada uno de las fuentes de variación establecidas por lo tanto no hubo un efecto de las dosificaciones de carotenoides y de selenio orgánico pues se manifestaron similarmente con los testigos establecidos, el promedio general de la cantidad de glóbulos blancos presentes en la sangres de trucha arco iris fue de 17.63 UI con un coeficiente de variación de 6.75% (Cuadro 4.35).

Cuadro 4.35 Análisis de variancia para el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	28.63		
Tratamientos	7	5.96	0.85	0.60ns
Carotenoides (C)	1	0.13	0.13	0.09ns
Selenio (S)	2	1.36	0.68	0.47ns
CxS	2	3.08	1.54	1.08ns
T7 vs resto	1	1.34	1.34	0.95ns
T8 vs factorial	1	0.05	0.05	0.04ns
Error	16	22.67	1.42	
X			17.63	
CV (%)			6.75	

El incremento de los glóbulos blancos por efecto de la dosificación de carotenoides, y de las dosis de selenio orgánico, así como de todos los tratamientos es mínimo por lo tanto no se encontraron diferencias estadísticas cuadros 4.36, 4. 37 y 4. 38 y gráfico 4.10.

Cuadro 4.36 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	GLÓBULOS BLANCOS UI	
C2 (120ppm)	17.78	
C1 (80ppm)	17.61	

Cuadro 4.37 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris.

SELENIO	GLÓBULOS BLANCOS UI	
S2 (0.03%)	18.00	
S1 (0 %)	17.75	
S3 (0.05%)	17.33	

Cuadro 4.38 Efecto de los tratamientos sobre el conteo de glóbulos blancos de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	GLÓBULOS BLANCOS UI	
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	18.50	
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	18.17	
T8 Aceite de krill	17.83	
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	17.67	
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	17.50	
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	17.33	
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	17.00	
T7 Alimento pigmentado	17.00	

Globulos Blancos

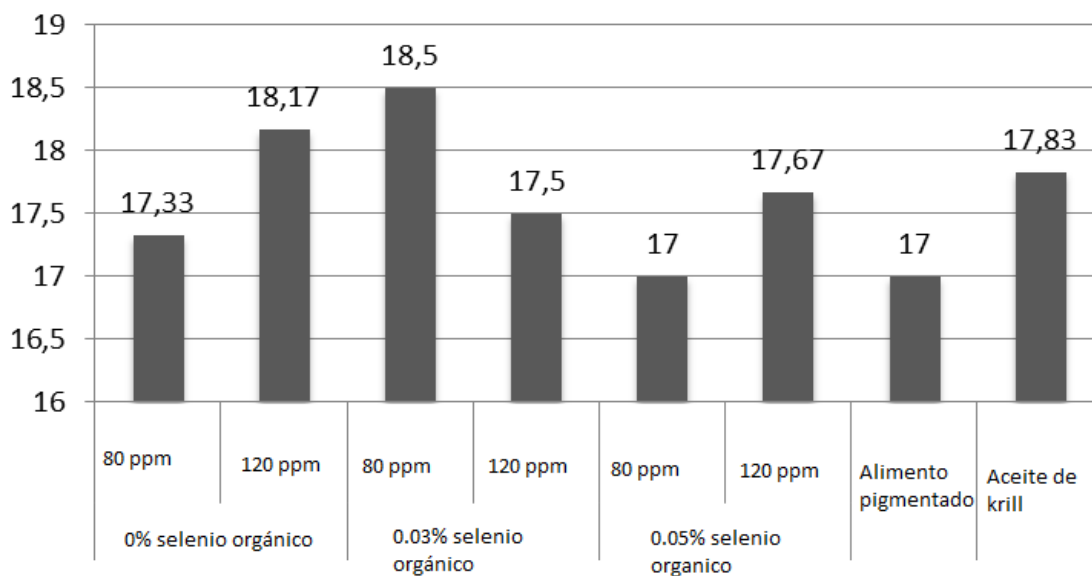


Gráfico 4.10 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de glóbulos blancos presente en la sangre de la trucha arco iris.

4.5 VARIABLES PIGMENTANTES

4.5.1 Evaluación Sensorial

En el cuadro 4.39 se presenta el análisis de varianza para coloración del músculo de la trucha arco iris, encontrándose diferencias estadísticas a nivel del 1% para tratamientos y al desglosar se detectó diferencias estadísticas entre las dosis de carotenoides a nivel del 1%, y al nivel del 5% para dosificaciones de selenio orgánico, además, se encontró diferencias estadísticas al comparar el testigo T7 (Alimento pigmentado) versus el resto de tratamientos y el T8 (Aceite de krill) versus los tratamientos del factorial. La interacción dosis de carotenoides y selenio orgánico no presenta significación estadística por lo que los dos factores en estudio actuaron independientemente, el promedio general de la coloración

del músculo de la trucha arco iris bajo la calificación de la tabla de ROCHE ® fue de 30.25 con un coeficiente de variación de 0.89%.

Cuadro 4.39 Análisis de variancia para la coloración de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de la dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	15.00		
Tratamientos	7	13.83	1.98	27.10**
Carotenoides (C)	1	1.68	1.68	24.00**
Selenio (S)	2	0.53	0.26	3.71*
CxS	2	0.36	0.18	2.23ns
T7 vs resto	1	6.88	6.88	94.37**
T8 vs factorial	1	4.38	4.38	60.11**
Error	16	1.17	0.07	
X (escala)			30.25	
CV (%)			0.89	

Hay un ligero incremento en la coloración del músculo de la trucha arco iris por efecto de la dosificación de la carotenoides sin embargo dentro de la escala SalmoFan establecida por ROCHE ® corresponden al mismo color.

Cuadro 4.40 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la coloración de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	COLORACIÓN	
C2 (120ppm)	30.17	A
C1 (80ppm)	29.56	B

A medida que se incrementó los niveles de selenio orgánico aumentó ligeramente la intensidad de la tonalidad de la coloración del músculo de la trucha arco iris (Cuadro 4.41).

Cuadro 4.41 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la coloración de la trucha arco iris.

SELENIO	COLORACIÓN	
S3 (0.05%)	30.08	A
S2 (0.03%)	29.83	AB
S1 (0 %)	29.67	B

Al analizar todos los tratamientos en relación a la coloración del músculo de la trucha arco iris ninguno de los tratamientos en base de carotenoides y selenio orgánico superaron a los dos testigos en estudio T7 (Alimento pigmentado) y T8 (Aceite de krill), sin embargo al compararlos en la escala de SalmoFan de ROCHE ® la coloración obtenida en el T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) es la más alta en la escala con una tonalidad similar a la de los testigos. (Cuadro 4.42 y gráfico 4.11).

Cuadro 4.42 Efecto de los tratamientos sobre la coloración de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	COLORACIÓN	
T8 Aceite de krill	31.67	A
T7 Alimento comercial	31.17	B
T6 A2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	30.33	C
T4 A2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	30.17	CD
T5 A2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	30.00	CD
T3 A1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	29.83	CD
T2 A1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	29.67	D
T1 A1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	29.17	E

Acorde a las tablas de ROCHE ®, los parámetros de coloración se mantuvieron a nivel 30, detectándose diferencia entre los tratamiento. Estos resultados son similares a los obtenidos en pruebas experimentales con la misma especie (Ingle de la Mora, 2004).

Coloración

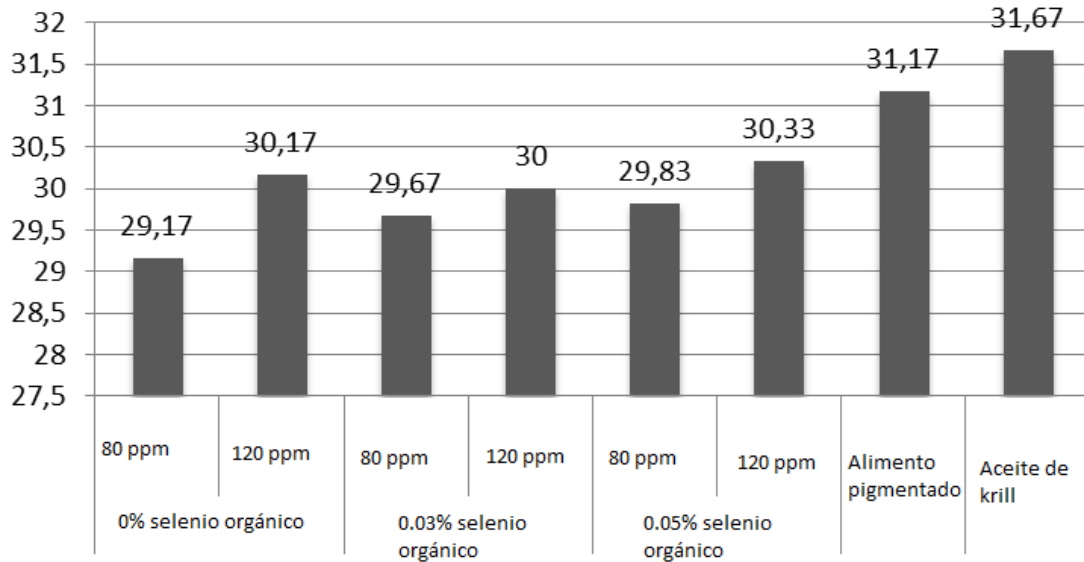


Gráfico 4.11 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la evaluación sensorial presente en el músculo de la trucha arco iris.

4.5.2 Porcentaje de retención de carotenoides totales en el músculo

Al establecer el análisis de varianza en la cantidad de carotenoides totales retenidas en el músculo de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas a nivel del 1% para tratamientos y al desglosar se detectó diferencias estadísticas entre las dosis de carotenoides y entre las dosis de selenio orgánico al mismo porcentaje, además se encontró significación estadística en la interacción dosis de carotenoides por dosis de selenio orgánico lo que indica que los dos factores en estudio actuaron dependientemente sobre la retención de carotenoides en el músculo. Además se encontró diferencias estadísticas al comparar el tratamiento T8 (Aceite de krill) versus los tratamientos correspondientes al factorial carotenoides por selenio orgánico, el promedio general del porcentaje de retención

de carotenoides totales en el músculo fue de 47.03% con un coeficiente de variación de 7.22% (Cuadro 4.43).

Cuadro 4.43 Análisis de variancia para la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris (*Oncorhynchus s mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	1248.81		
Tratamientos	7	1064.46	152.07	13.20**
Carotenoides (C)	1	423.74	423.74	36.78**
Selenio (S)	2	372.36	186.18	16.16**
CxS	2	194.40	97.20	8.43**
T7 vs resto	1	0.71	0.71	0.06 ns
T8 vs factorial	1	73.25	73.25	6.36*
Error	16	184.34	11.52	
X (%)			47.03	
CV (%)			7.22	

El efecto de los carotenoides es muy importante en el porcentaje de retención de carotenoides totales en el músculo, pues al incrementar su dosificación se incrementó el porcentaje de retención diferenciándose estadísticamente mediante la prueba de DMS al 5% (Cuadro 4.44).

Cuadro 4.44 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	PORCENTAJE DE CAROTENOIDES TOTALES RETENIDA (%)	
C2 (120ppm)	51.19	A
C1 (80ppm)	41.48	B

En términos generales al incrementarse la dosificación de selenio aumentó el porcentaje de carotenoides totales en el músculo de trucha arco iris (Cuadro 4.45).

Cuadro 4.45 Efecto de las dosificaciones del selenio sobre la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris.

SELENIO	PORCENTAJE DE CAROTENOIDES TOTALES RETENIDA (%)	
S3 (0.05%)	52.77	A
S1 (0 %)	43.30	B
S2 (0.03%)	42.94	B

Es muy importante manifestar que el tratamiento más funcional para la retención de carotenoides totales en el musculo fue el tratamiento T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) con un porcentaje promedio de retención promedio de 61,86 %, esta respuesta se debe a que al aplicar una mayor dosificación de selenio retuvo el mayor contenido de carotenoides totales, este promedio se encuentra ocupando el primer rango dentro de la prueba de Duncan al 5% y es el único tratamiento que superó al tratamiento T8 (aceite de krill), el tratamiento menos funcional para la retención de carotenoides totales fue T2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico) pues apenas alcanzo de 38.57% y se encuentra ocupando el último lugar del ultimo rango (Cuadro 4.46 y gráfico 4.12).

Cuadro 4.46 Efecto de los tratamientos sobre la cantidad de carotenoides totales retenida en el músculo de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	PORCENTAJE DE CAROTENOIDES TOTALES RETENIDA EN EL MÚSCULO (%)	
T6 A2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	61.86	A
T8 Aceite de krill	51.67	B
T5 A2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	47.31	BC
T7 Alimento pigmentado	46.58	BC
T4 A2S1(120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	44.40	CD
T3 A1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	43.67	CD
T1 A1S1(80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	42.21	CD
T2 A1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	38.57	D

Retención de carotenoides totales (%)

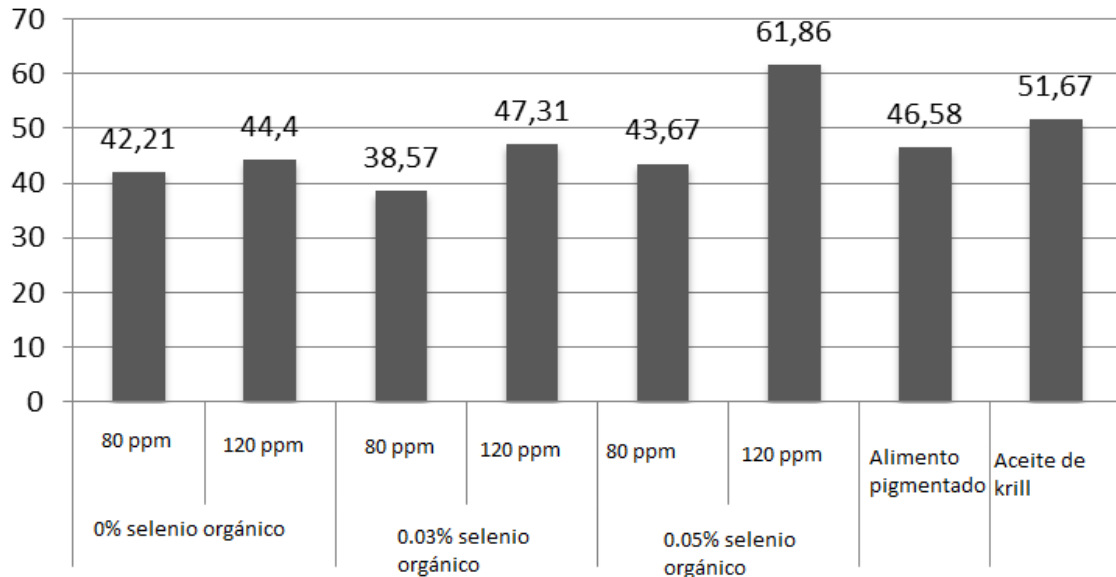


Gráfico 4.12 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la cantidad de astaxantina retenida en el músculo de la trucha arco iris.

4.6 PARÁMETROS PRODUCTIVOS

4.6.1 Ganancia de peso

Al establecer el análisis de varianza para la ganancia peso final de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas a nivel del 1% para tratamientos y al desglosar se detectó diferencias estadísticas entre los niveles de carotenoides al mismo porcentaje, además se encontró diferencias estadísticas al comparar el testigo T8 (Aceite de krill) con los tratamientos del factorial, los niveles de selenio orgánico así como la interacción carotenoides por selenio orgánico no presentaron diferencia estadísticas, el promedio general del incremento de peso fue de 147.12 gr con un coeficiente de variación de 0.97% (Cuadro 4.47).

Cuadro 4.47 Análisis de variancia para la ganancia de peso de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	96.41		
Tratamientos	7	63.84	9.12	4.48**
Carotenoides (C)	1	35.20	35.20	17.25**
Selenio (S)	2	5.00	2.50	1.22 ns
CxS	2	5.78	2.89	1.41 ns
T7 vs resto	1	0.04	0.04	0.02 ns
T8 vs factorial	1	17.82	17.82	8.76**
Error	16	32.57	2,04	
X (gr)			147.12	
CV (%)			0.97	

Hay un ligero incremento del peso de la trucha arco iris al incrementar la dosificación de carotenoides diferenciándose estadísticamente mediante la prueba de DMS al 5% (Cuadro 4.48).

Cuadro 4.48 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris.

CAROTENOIDES	GANANCIA PESO (gr)	
C2 (120ppm)	148.14	A
C1 (80ppm)	145.34	B

El efecto del selenio es manifiesto, pues a medida que se incrementó su dosificación aumentó la ganancia de peso de la trucha arco iris sin embargo no se encontró diferencias estadísticas. (Cuadro 4. 49).

Cuadro 4.49 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris.

SELENIO	GANANCIA PESO (gr)	
S3 (0.05%)	147.31	
S2 (0.03%)	146.87	
S1 (0 %)	146.04	

El efecto de la aplicación de la dosis más alta de carotenoides y de selenio orgánico provocaron el mayor incremento de peso pues ligeramente superaron al testigo T8 (Aceite de krill), el resto de tratamientos presentaron incrementos inferiores a 149.50 gr, estos valores son corroborados por Cols, (1996) quien propone que la capsaisina presente en el ají produce un rechazo al alimento por causa de la palatabilidad, sin embargo después de un tiempo de administración el animal se familiariza y lo consume sin ningún problema, el tratamiento menos funcional constituyó el tratamiento T1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico) pues apenas alcanzó un promedio de 145,08 (Cuadro 4.50 y gráfico 4.13).

Cuadro 4.50 Efecto de los tratamientos sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	PESO (gr)	
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	149.50	A
T8 Aceite de krill	149.37	A
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	147.91	AB
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	146.99	BC
T7 Alimento pigmentado	146.99	BC
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	145.83	BC
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	145.11	C
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	145.08	C

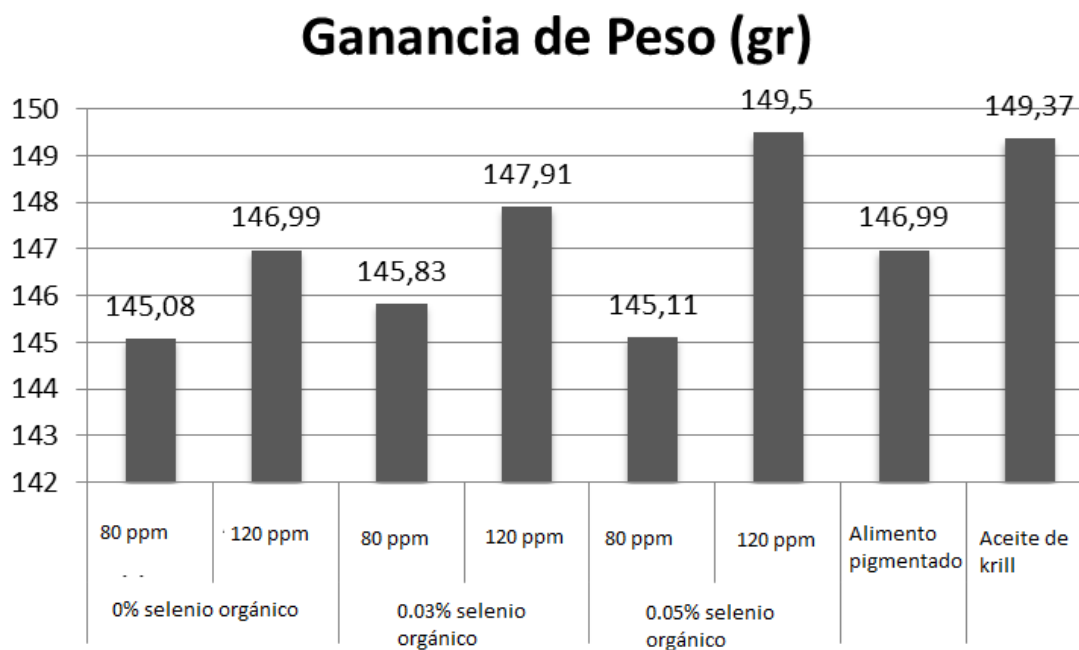


Gráfico 4.13 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la ganancia de peso de la trucha arco iris.

4.6.2 Tasa específica de crecimiento

Al establecer el análisis de varianza para la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas a nivel del 5% para tratamientos y al desglosar se detectó diferencias estadísticas a nivel del 1% entre las dosificaciones de carotenoides y al nivel del 1% entre las dosificaciones de carotenoides, al 5% se encontró diferencias entre el T8 (Aceite de krill) versus los tratamientos del factorial, el promedio general de la tasa específica de crecimiento fue de 0.684 con un coeficiente de variación de 0.73% (Cuadro 4.51).

Cuadro 4.51 Análisis de variancia para tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	0.00100		
Tratamientos	7	0.00060	0.00009	3.40*
Carotenoides (C)	1	0.00036	0.00036	18.00**
Selenio (S)	2	0.00003	0.00002	1.00ns
CxS	2	0.00008	0.00004	2.00ns
T7 vs resto	1	0.00001	0.00001	0.59ns
T8 vs factorial	1	0.00011	0.00011	4.57*
Error	16	0.00040	0.00002	
X (tasa)			0.6846	
CV (%)			0.73037	

Sin embargo que la diferencia es mínima la prueba de Duncan al 5% los diferencié estadísticamente a las dos dosificaciones de carotenoides mediante la prueba de DMS al 5% (Cuadro 4.52).

Cuadro 4.52 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris

CAROTENOIDES	TASA ESPECÍFICA DE CRECIMIENTO (TASA)	
C2 (120ppm)	0.69	A
C1 (80ppm)	0.68	B

En el cuadro 4.53 se presentan los promedios de la tasa específica de crecimiento mediante el efecto de las dosificaciones de selenio los cuales no se diferenciaron estadísticamente.

Cuadro 4.53 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris.

SELENIO	TASA ESPECÍFICA DE CRECIMIENTO (TASA)	
S2 (0.03%)	0.69	
S3 (0.05%)	0.68	
S1 (0%)	0.68	

Es importante manifestar que los tratamientos T5 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico) y T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) fueron los únicos que obtuvieron la misma tasa específica de crecimiento que el testigo T8 (Aceite de krill), por lo tanto se puede manifestar que la aplicación de carotenoides más el selenio orgánico en 120 ppm son efectivas equilibrando al testigo T8 (Aceite de krill) utilizado, estos resultados coinciden con los valores obtenidos por J. Ingle de la Mora (2004) en su trabajo Pigmentación del músculo de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) mediante el uso de extractos pigmentantes no saponificados de chile rojo (*Capsicum annuum*), en comparación con la astaxantina sintética. (Cuadro 4.54 y gráfico 4.14).

Cuadro 4.54 Efecto de los tratamientos sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	TASA ESPECIFICA DE CRECIMIENTO	
T6 A2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	0.69000	A
T5 A2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	0.69000	A
T8 Aceite de krill	0.69000	A
T7 Alimento pigmentado	0.68667	AB
T4 A2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	0.68333	AB
T2 A1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	0.68000	BC
T1 A1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	0.68000	BC
T3 A1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	0.67667	C

Tasa Esp. de Crecimiento (gr/dia)

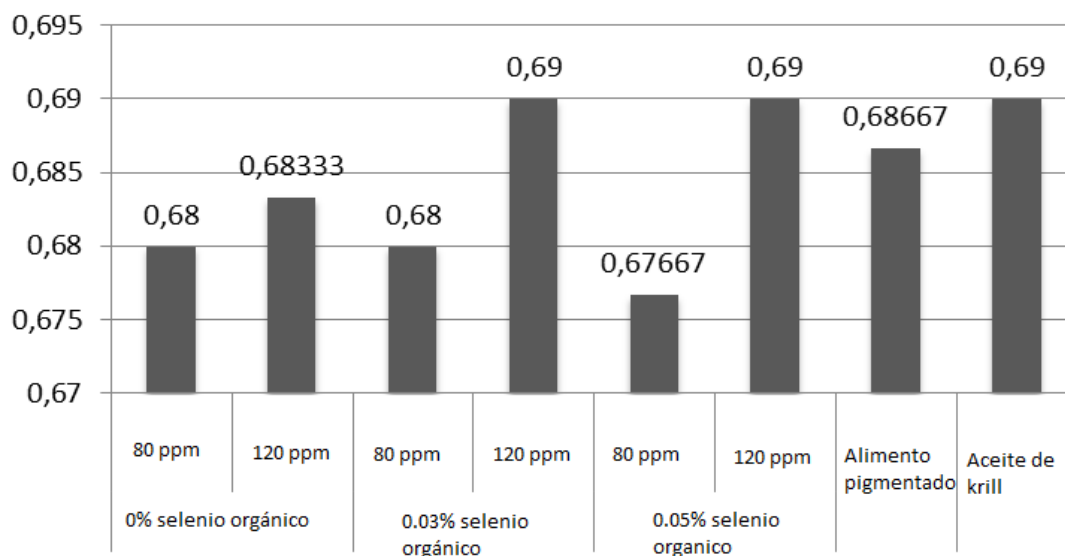


Gráfico 4.14 Efecto de las dosis de selenio dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre la tasa específica de crecimiento de la trucha arco iris.

4.6.3 Índice de conversión alimenticia

Al establecer el análisis de varianza para el índice de conversión alimenticia de la trucha arco iris se encontró diferencias estadísticas a nivel del 5% para tratamientos y al desglosar se detectó diferencias estadísticas entre los niveles de carotenoides al mismo porcentaje, además se encontró diferencias estadísticas a nivel del 1% al comparar el testigo T8 (Aceite de krill) con los tratamientos del factorial, el promedio general del índice de conversión alimenticia fue de 1.65 con un coeficiente de variación de 1.04% (Cuadro 4.55).

Cuadro 4.55 Análisis de variancia para el índice de conversión alimenticio de la trucha iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo el efecto de dosificación de carotenoides y selenio orgánico. IASA, Rumiñahui, Pichincha, 2011.

FUENTES DE VARIANZA	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	23	0.01200		
Tratamientos	7	0.00720	0.00103	3.42*
Carotenoides (C)	1	0.00376	0.00376	12.53**
Selenio (S)	2	0.00058	0.00002	0.06ns
CxS	2	0.00071	0.00004	0.13ns
T7 vs resto	1	0.00001	0.00001	0.01ns
T8 vs factorial	1	0.00215	0.00215	7.15*
Error	16	0.00480	0.00030	
X (índice)			1.6546	
CV (%)			1.04682	

La conversión alimenticia más funcional fue al aplicar 120 ppm de carotenoides pues por cada gramo de peso de la trucha arco iris se necesita 1,64 del sobrealimento, diferenciándose estadísticamente de la aplicación de 80 ppm de carotenoides (Cuadro 4.56).

Cuadro 4.56 Efecto de las dosificaciones de carotenoides sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris.

ASTAXANTINA	ÍNDICE DE CONVERSIÓN ALIMENTICIO	
C1 (80ppm)	1.67	A
C2 (120ppm)	1.64	B

A medida que se incrementó la dosificación de selenio disminuyó el índice de conversión alimenticia pero sin diferenciarse estadísticamente (Cuadro 4.57).

Cuadro 4.57 Efecto de las dosificaciones de selenio orgánico sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris.

SELENIO	ÍNDICE DE CONVERSIÓN ALIMENTICIO	
S1 (0 %)	1.67	
S2 (0.03%)	1.66	
S3 (0.05%)	1.65	

Muy importante fue encontrar que la aplicación del tratamiento T6 que corresponde al suministro de 120 ppm de carotenoides y 0.05% selenio orgánico para lograr equiparar al índice de conversión alimenticia que presentó el tratamiento T8 (Aceite de krill), los tratamientos menos funcionales constituyeron cuando se aplicó 80 ppm de carotenoides. (Cuadro 4.58 y gráfico 4.15).

Cuadro 4.58 Efecto de los tratamientos sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris.

TRATAMIENTOS	ÍNDICE DE CONVERSIÓN ALIMENTICIO	
T6 C2S3 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	1.63000	A
T8 Aceite de krill	1.63000	A
T4 C2S1 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	1.65667	AB
T7 Alimento pigmentado	1.65333	AB
T5 C2S2 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	1.64667	AB
T3 C1S3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	1.67667	B
T1 C1S1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	1.67667	B
T2 C1S2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	1.66667	B

Conversion Alimenticia

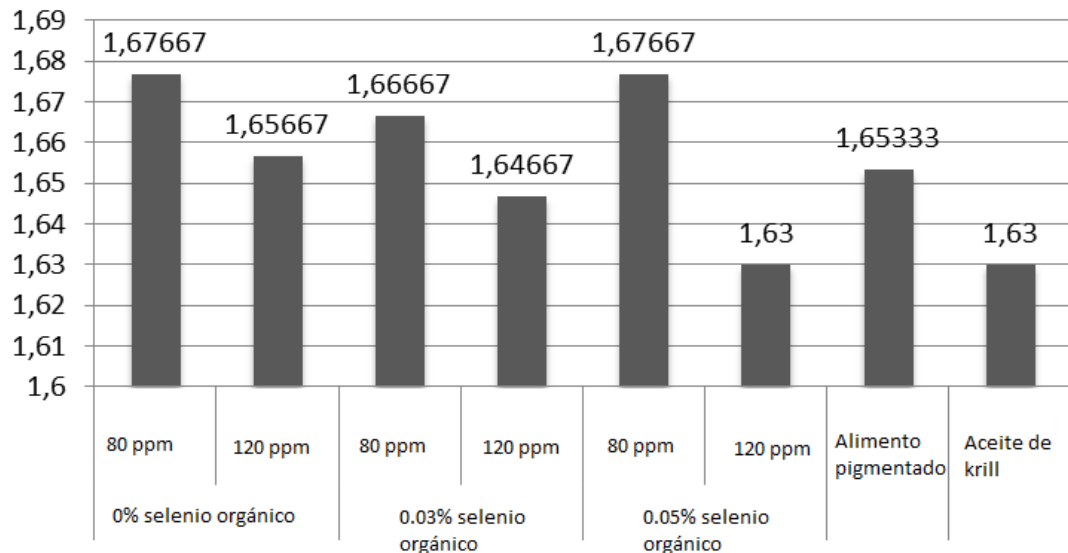


Gráfico 4.15 Efecto de las dosis de selenio orgánico dentro de cada dosis de carotenoides en comparación con dos testigos sobre el índice de conversión alimenticio de la trucha arco iris.

4.7 ANALISIS ECONÓMICO

Siguiendo la metodología de análisis de presupuesto parcial según Perrin *et al.*, (1981) se procedió a obtener el beneficio bruto que corresponde al peso de 10 truchas por su valor en el mercado, por otro lado se obtuvo los costos variables que corresponden a los insumos además de los productos pigmentantes. De la diferencia del beneficio bruto menos los costos variables se obtuvieron el beneficio neto (Cuadro 4.59).

Cuadro 4.59 Beneficio bruto, costos variables y beneficio neto de los tratamientos en estudio.

TRATAMIENTOS	BENEFICIO BRUTO	COSTO VARIABLE	BENEFICIO NETO
T1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	13.023	11.162	1.861
T2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	13.063	11.189	1.874
T3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	13.025	11.207	1.818
T4 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	13.125	12.662	0.463
T5 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	13.174	12.689	0.485
T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	13.258	12.707	0.551
T7 Alimento pigmentado	13.138	11.610	1.528
T8 Aceite de krill	13.251	11.803	1.448

Colocando los beneficios netos en orden decreciente acompañado de sus costos variables se procedió hacer el análisis de dominancia donde tratamiento dominado es aquel que a igual o menor beneficio neto presenta un mayor costo variable, de este análisis se determinó que ninguno de los tratamientos fue dominado (Cuadro 4.60).

Cuadro 4.60 Análisis de dominancia de los tratamientos en estudio.

TRATAMIENTOS	BENEFICIO NETO	COSTO VARIABLE
T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	1.87	12.71
T8 Aceite de krill	1.86	12.69
T5 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	1.82	12.66
T7 Alimento pigmentado	1.53	11.80
T4 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	1.45	11.61
T2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	0.55	11.21
T3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	0.48	11.19
T1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	0.46	11.16

Con todos los tratamientos ya que no fueron dominados se procedió a realizar el análisis marginal encontrando que los tratamientos T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% de selenio orgánico) y T8 (Aceite de krill) son las mejores alternativas para truticultores que poseen un mayor capital mientras que los tratamientos T7 (Alimento pigmentado), T4 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico), T2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico) y T3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) son una alternativa para pequeños productores.

Cuadro 4.61 Análisis marginal de los tratamientos no dominados.

TRATAMIENTOS	Δ BENEFICIO NETO	Δ COSTO VARIABLE	TIR M
T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	0.01	0.02	0.72
T8 Aceite de krill	0.04	0.03	1.62
T5 (120 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	0.29	0.86	0.34
T7 Alimento pigmentado	0.08	0.19	0.41
T4 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)	0.90	0.40	2.23
T2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico)	0.07	0.02	3.68
T3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico)	0.02	0.03	0.82
T1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico)			

V. CONCLUSIONES

1. Durante el período de experimentación se obtuvo respuestas positivas en todos los tratamientos, determinándose como mejores, aquellos en los que la dosis de carotenoides y selenio orgánico fue mayor.
2. A medida que se incrementó las dosis de carotenoides se incrementó el peso final de la trucha arco iris, no así con las dosis de selenio orgánico que provocaron incrementos insignificantes en el peso de la trucha arco iris.
3. El tratamiento más eficiente fue el T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) el cual constituyó en el único tratamiento que logró superar al aceite de krill que se manifiesta como testigo, el tratamiento menos eficiente se presentó cuando se aplicó la dosis mínima T1 (80 ppm carotenoides y 0% de selenio orgánico)
4. Las dosis de carotenoides y selenio orgánico no se diferenciaron individualmente, pero el tratamiento T2 (80 ppm carotenoides y 0.03% selenio orgánico) y T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) fueron los únicos que lograron superar al aceite de krill, las dosis bajas de carotenoides y selenio orgánico fueron las que presentaron el menor largo total de la trucha arco iris inclusive al obtenido cuando se alimentó con el alimento pigmentado (T7)
5. La aplicación de carotenoides y selenio orgánico provocó un incremento en el porcentaje en el hematocrito de la sangre de la trucha arco iris, pues todos los

tratamientos superaron a los dos testigos a excepción del T1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico).

6. Si bien no se diferenciaron estadísticamente los tratamientos en el contenido de hemoglobina en la sangre de la trucha arco iris, los tratamientos T3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) con una cantidad de 9.28 UI y T4 (120 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico) con una cantidad de 9.27 UI obtuvieron los valores más elevados inclusive superaron a los dos testigos.
7. Prácticamente no hubo un efecto de las dosis de carotenoides y selenio orgánico con respecto a la proteína presente en la sangre de la trucha arco iris lo que indica que no existen diferencias notables en la cantidad de proteína al aplicar o no aplicar carotenoides o selenio orgánico en la alimentación de la trucha arco iris.
8. La mayor cantidad de albúmina en la sangre de la trucha arco iris se logró cuando se aplicó la dosis más baja de carotenoides con la dosis más alta de selenio orgánico (T3) superando a todos los tratamientos inclusive a los testigos (T7 y T8) con una cantidad de 5.06 UI, mientras que el tratamiento menos funcional fue el T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) con un valor de 3.60 UI.
9. Sin embargo de no diferenciarse estadísticamente el incremento de carotenoides incrementó el número de glóbulos rojos, mientras que al incrementar los niveles de selenio orgánico disminuyó el número de glóbulos rojos, esto se atribuye a que el selenio orgánico en la dosis máxima provoca una disfunción en la acción de la

glutación peroxidasa ocasionando una disfunción en el citosol es decir en los eritrocitos.

10. A pesar de no existir diferencias estadísticas en el conteo de glóbulos blancos en la sangre de la trucha arco iris, existió un decremento en el número de glóbulos blancos en el tratamiento T3 (80 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) debido a la dosis elevada de selenio orgánico el mismo que provocó alteraciones en las células del sistema inmune.
11. Estadísticamente se diferenciaron los tratamientos ocasionando que los testigos, T8 (Aceite de krill) y T7 (Alimento pigmentado) sean los tratamientos que tengan la mayor escala en la tabla SalmoFan de ROCHE®, sin embargo la coloración del resto de tratamientos se ve directamente influenciada con la adición de carotenoides y de selenio orgánico.
12. La mayor retención de carotenoides se logró en el T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico) con un porcentaje de retención del 61.86% seguido por el testigo T8 (Aceite de krill) lo que significa que el incremento en la dosis de carotenoides y selenio orgánico aumenta el porcentaje de retención de carotenoides totales en el músculo de la trucha arco iris, a diferencia de los tratamientos con las dosis más bajas de carotenoides y de selenio orgánico los cuales tuvieron los menores porcentajes de retención de carotenoides totales.

13. Al adicionar la dosis más alta de carotenoides y de selenio orgánico en el alimento de la trucha arco iris se obtuvo la mayor ganancia de peso con un valor de 149.50 gr, seguida por el T8 (Aceite de krill) con 149.34 gr en contraste con los valores obtenidos cuando se suministró la dosis mínima de carotenoides y selenio orgánico T1 (80 ppm carotenoides y 0% selenio orgánico), existiendo una diferencia de 4.5 gr en la ganancia de peso final.
14. El incremento de la dosificación de carotenoides provocó un ligero incremento en la tasa específica de crecimiento.
15. Bajo la aplicación de la dosis intermedia de selenio se obtuvo una mayor tasa específica de crecimiento pero sin diferenciarse estadísticamente.
16. Es muy importante el incrementar la dosificación de carotenoides y selenio orgánico pues mejora el índice de conversión alimenticia, sin embargo no se diferencian estadísticamente.
17. Al no existir una dominancia entre tratamientos, se concluye que todos son económicamente reantables, diferenciando al T6 (120 ppm carotenoides y 0,05% selenio orgánico) y T8 (Aceite de krill) para explotaciones con mayor capital y al resto de tratamientos para medianas y pequeñas explotaciones.

VI. RECOMENDACIONES

- Se recomienda utilizar el tratamiento T6 (120 ppm carotenoides y 0.05% selenio orgánico), ya que es el tratamiento que obtuvo el mejor peso, coloración y retención de carotenoides totales en el músculo para una explotación trutícola dedicada a obtener pigmentación en el músculo.
- Todos los tratamientos resultaron ser económicos, por lo que se recomienda utilizar cualquiera de ellos.
- Se debe realizar nuevos trabajos para conocer la dosis exacta de selenio orgánico para que exista un equilibrio entre las variables comerciales, sanguíneas, y sensoriales de la trucha arco iris

VII. BIBLIOGRAFÍA

Abdul-Malak, N.; Zwingelstein, G.; Jouanneteau, J. Y Koenig, J. 1975. Influence de certains facteurs nutritionnels sur la pigmentation de la truite arc-en-ciel par la canthaxanthine. *Ann. Nutr. Aliment.*, 29, 459-463.

Akiyama, D. 1988. Soybean meal utilization by marine Shrimp. In *Proc. Of AOCS World Congress on Vegetable Protein Utilization in Human Foods and Animal Feedstuffs*. Singapore. October 2-7, 1988. 29p.

Al-Kalifa, A.S. y Simpson, K.L. 1988. Metabolism of astaxanthin in the rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Comp. Biochem. Physiol.* 91B (3): 563- 568.

Almendras, F. y Sabelle, M. 1999 *Guía práctica: Uso de pigmentos en salmonídeos bajo condiciones comerciales*. Productos Roche Ltda. 97 p.

Andrewes, A.G.; Phaff, M.P. y Starr, M.P. 1986. Carotenoids of *Phaffia rhodozyma* a red-pigmented fermenting yeast. *Phytochemistry* 15: 1003 - 1007.

Baker, R.T.; Pfeiffer, A.M.; Schöner, F.J. y Smith-Lemmon, L. 2002. Pigmentating efficacy of astaxanthin and canthaxanthin in fresh-water reared Atlantic salmon, *Salmo salar*. *Animal Feed Science and Technology*. 99: 97-106.

Bell, J.G.; Mc-Evoy, J.; Webster, J.L.; Mc-Ghee, F. Millar, R.M. y Sargent, J.R.1998. Flesh lipid composition of scottish farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*). Journal Agriculture Food Chemistry. 46:119 - 127.

Bird J.N. y Savage G.P. 1990. Carotenoid pigmentation in aquaculture. Proceedings of the Nutrition Society of New Zealand vol15:45-56.

Bjerkeng, B.; Hatlen B. Y Wathne, E. 1999 Deposition of astaxanthin in fillets of Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets with herring, capelin, sandeel, or peruvian high PUFA oils. Aquaculture. 180, 307-319.

Bjerkeng, B. 2000. Carotenoid pigmentation of salmonid fishes – recent progress. Avances en nutrición acuícola. Memorias del V Simposium Internacional de Nutrición acuícola. 19-22 Noviembre, 2000. Mérida, Yucatán. 71-89.

Bjerkeng, B.; Hatlen, B.y Guante, E. 1999. Deposition of astaxanthin in fillets of Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets with herring, capelin, sandeel, or peruvian high PUFA oils. Aquaculture 180, 307-319.

Bjerkeng, B.; Refstie,S.; Fjalestad, K.T.; Storenbakken, T.y Rodbotten, M. y ROEM, A. 1997. Quality parameters of the flesh of Atlantic salmon (*Salmo salar*) as affected by

dietary fat content and full – fat soybean meal as a partial substitute for fish meal in the diet. *Aquaculture*. 157: 297 – 309.

Bjerkeng, B.; Storenbakken, T. y Liaaen-Jensen, S. 1992. Pigmentation of rainbow trout from start feeding to sexual maturation. *Aquaculture*. 108: 333 - 346.

Bravo, I.E. 2000. Evaluación de la pigmentación de trucha arco iris (*Oncorhynchus mikiss*) en respuesta a la incorporación de dos niveles de astaxantina a la dieta de crecimiento-engorda. Memoria de título. Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. Universidad de Chile. Santiago, Chile.

Campabadal, C.; Celis, A. 2000. Factores que afectan la calidad de los alimentos acuícolas. Avances en nutrición acuícola. Memorias del V Simposium Internacional de Nutrición acuícola. 19-22 Noviembre, 2000. Mérida, Yucatán. 523-540.

Castro, E. 1992. Métodos de evaluación y certificación de pigmentación para la industria salmonera. V International Symposium on Fish Nutrition and Feeding. Fundación Chile. Santiago, Chile.

Castro, E. 1993. Evaluación de pigmentos carotenoides. *Aquanoticias*. Abril, 4-7.

Choubert, G.; Blanc, J.M y Courvalin, C. 1992. Muscle carotenoid content and colour of farmed rainbow trout fed astaxanthin or canthaxanthin as affected by cooking and smoked-

curing procedures. International Journal Of Food Science and Technology. Vol 27 (3): 277- 284.

Choubert, G. 1992. Pigmentation of the salmonidae: dynamics and factors of variation. Productions – animales. 5:4, 235 – 246.

Choubert, G. 1981. Carotenoids and fish pigmentation. Nutrition des Pensions. 283-295.

Choubert, G. y Luquet, P. 1993. Utilisation of shrimp meal for rainbow trout (*Salmo gairdneri* Rich.) pigmentation: influence of fat content of the diet. Aquaculture 32, 19-26.

Choubert, G.; Milicua, J.C. y Gomez, R. 1994. The transport of astaxanthin in mature rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* serum. Comp. Biochem. Physiol Vol 108A (2/3): 245-248.

Choubert, G. y Storebakken, T. 1996. Digestibility of astaxanthin and canthaxanthin in rainbow trout as affected by dietary concentration, feeding rate and water salinity. Annales de Zootechnie 45: (5), 445-453.

Christiansen, J.S. y Wallace, J.C. 1988. Deposition of canthaxanthin and muscle lipid in size groups of arctic charr, *Salvelinus alpinus* (L). Aquaculture. 69: 69 – 78.

Christiansen, R. y Torrissen, O.J. 1994. Translation of biological functions of astaxanthin in salmon. Norwegian Institute of Marine Research Center for Aquaculture Matre Research Station. 18 p.

Christiansen, R. y Torrissen, O.J. 1996. Growth and survival of Atlantic salmon, *Salmo salar* L. fed different dietary levels of astaxanthin. Juveniles. Aquaculture Nutrition vol.2 (1): 55-62.

Christiansen, R; Struksnaes, G.; Estermann, R. y Torrissen, O.J. 1995. Assessment of flesh colour in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. Aquaculture Research. 26: 311-321.

Christiansen, R.; Torrissen, O.J.; Struksnaes, G. y Estermann, R. 1991. Flesh color assesments of salmonids. 4th International Symposium on Fish Nutrition and Feeding, Biarritz, France, 24-27 June.

Foss, P.; Storebakken, T.; Austreng, E.y Liaaen-Jensen, S. 1987. Carotenoids in diets for salmonids. V. Pigmentation of rainbow trout and Sea trout with astaxanthin and astaxanthin dipalmitate in comparision with canthaxanthin. Aquaculture 65: 293-305.

Foss, P.; Storenbakken, T.; Schiedt, K.; Liaaen-Jensen, S. Austreng, E.y Streiff, K. 1984. Carotenoids in diets for salmonids. Pigmentation of rainbow trout with the individual optical isomers of astaxanthin in comparison with canthaxanthin. Aquaculture 41: 213-226.

Gobantes, I.; Choubert, G. y Gomez, R. 1998. Quality of pigmented (astaxanthin and canthaxanthin) rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal Agriculture Food Chemistry*. 46, 4358-4362.

Gross, J. y Budowski, P. 1966 Conversion of carotenoids into vitamin A1 y A2 in two species of freshwater fish. *Biochemical Journal* 101: 747-754.

Hannasch, K. And Nelson, C. 1990. Efficacy of liquid Kem glo MR bran in the pigmentation of comercial atlantic salmom: Fiel trial in the Bay of Fundy. *Pigmenter Research. Bulletin of Kemin Industries Inc.*

Hardy, R.; Castro, E. y Capdeville, A. 1994. Pigmentations of salmonids: sources, retention, programs and regulations. *Documento técnico Fundación Chile. Santiago, Chile.* 19 pp.

Hardy, R., Scott, T. y Harrell, L. 1989. Replacement of herring oil with menhaden oil, soybean oil, or tallow in the diets of Atlantic Salmon raised in marine net-pens. *Aquaculture*. 65, 267-277.

Hardy, R. 1988. Pigmentation anf unconventional feed ingredients for fish feed. *National Marine Fisheries Service, NOAA. Northwest and Alaska Fisheries Center. University of Washington, EE.UU.*

Hardy, R.; Scott, T.M. y Harrell, L.W. 1987. Replacement of herring oil with menhaden oil, soybean oil, or tallow in the diets of Atlantic salmon raised in marine net-pens. *Aquaculture* 65, 267-277.

Jauncey, K. y Ross, B. 1982. A guide to tilapia feeds and feeding. Institute of Aquaculture. University of Stirling. Scotland. 111p.

Jensen, C.; Birk, E. Jokumsen, A. Skibsted, L.H. y Bertelsen, G. 1998. Effect of dietary levels of fat, α -tocopherol and astaxanthin on colour and lipid oxidation during storage of frozen rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and during cill storage of smoked trout Z. *Lebensmitt. Unters. Forsch.* 207, 189-196.

Johnson, E.A. 1989. A pigment source in salmonids feed. *Feed management.* 40 (12): 18-21.

Khare, A.; Moss, G.P.; Weddon, B.C.L. y Matthews, A.D. 1973. Identification of astaxanthin in scottish salmon. *comp.. Biochem. Physiol.* Vol 45 B: 971-973.

Larrain, C., 2002. Alternativas de pigmentación: nuevos antecedentes. *Salmonicultura.* 4: 27, 78-79.

Lawrence, A.L.; Castillo, F.L.; Sturmer L.N.; y Akiyama, D. 1986. Respuesta nutricional de los camarones marinos a diferentes niveles de harina de soya integral en alimentos

balanceados. Conferencia de Negocios Conjuntos del X Aniversario del Consejo Económico del USAROC- USA, Taipei, Taiwan. 18p.

Lim, C.; Dominy, W. 1989. Utilization of plant proteins by warmwater fish. ASA Technical Bull. Vol. 3 AQ 15. Singapore. 12p.

Lim, C. y Dominy, W. 1990. Evaluation of soybean meal as a replacement for marine animal protein in diets for shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquaculture*, 87:53-63.

Lowell, R.T. 1984. Use of soybean products in diets for aquaculture species. ASA Animal Nutrition Research Highlines. Special Edition. 6p.

March, B.E.; Hajen, W.E.; Deacon, G.; Macmillan, C. y Walsh, M. 1990. Intestinal absorption of astaxanthin, plasma astaxanthin concentration body weight and metabolic rate as determinants of flesh pigmentation in salmonid fish. *Aquaculture*. 90: (3-4), 313 - 322.

Markovits, A. 1991. Adonis : potencial fuente vegetal de astaxantina. *Alimentos* 16 (5): 49.

Mc Callum, I.M., Cheng, K.M. y March, B.E. 1987. Carotenoid pigmentation in two strains of chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) and their crosses. *Aquaculture*. 67, 291 – 300.

Nickell, D.C. y Bromage, N.R. 1997. Problems of pigmentation: lipids and maturation. Institute of Aquaculture, University of Stirling FK9 4LA. 20 pp.

Nickell, D.C. y Bromage, N.R. 1998. The effect of timing and duration of feeding astaxanthin on the development and variation of fillet colour and efficiency of pigmentation in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* 169: 233-246.

No, H.K. 1992. Pigmentation of rainbow trout with astaxanthin and canthaxanthin in freshwater and saltwater. *Aquaculture*. 101: (1-2), 123 - 134.

No, H.K. y Storebakken, T. 1991. Color stability of rainbow trout fillets during frozen storage. *Journal Food Science*. 56: (969 – 972), 984.

Olson, J.A. 1993. Absorption, transport and metabolism of carotenoids in humans. 10th Int. Symp. Carotenoids, Trondheim, 20-25 June 1993.

Ortiz, J. 2008. Producción dulce acuícola en Ecuador (I). Publicación científico –técnica. Escuela Politécnica del Ejército, Vicerrectorado de Investigación y Vinculación. Sangolquí.

Ortiz, J.; Acosta, A & Giacometti, J. 2006. Optimización de protocolos sanguíneos e histológicos para Trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), en la Hacienda El Prado – Ecuador. *Revista Ciencia. En impresión*.

Putnam, M. 1991. A review of the nature, function, variability, and supply of pigments in salmonid fish. *Aquaculture and the environment*. 16: 245-263.

Refsgaard, H.H.F.; Brockhoff, P.B. y Jensen, B.1998. Biological variation of lipid constituents and distribution of tocopherols and astaxanthin in farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Journal Agriculture Food Chemistry*. 46: 808 –812.

Rodriguez- Amaya, D., 1997. Carotenoides y Preparación de Alimentos: La Retención de los Carotenoides Provitamina A en Alimentos Preparados, Procesados y Almacenados. Universidade Estadual de Campinas, Faculdade de Engenharia de Alimentos, Departamento de Ciências de Alimentos. Campinas, Brasil. 105 pp.

Rosenlund, G., Obach, A., Sandberg, M.G., Standal, H. y Tveit, K. 2001. Effect of alternative lipid sources on long – term growth performance and quality of atlantic salmon (*Salmo salar L*). *Aquaculture Research*. 32 (1):323-328.

Sargent, J., Mc Evoy, L., Estevez, A., Bell, G., Bell, M., Henderson, J. y Tocher, D. 1999. Lipid nutrition of marine fish during early development: current status and future directions. *Aquaculture*. 179, 217-229.

Schiedt, K. 1998. Absorption and metabolism of carotenoids in birds, fish and crustaceans. pp 285 –358.

Schiedt, K. Bischof, S. y Glinz, E. 1995. Isolation of astaxanthin and its metabolites from skin of Atlantic salmon (*Salmo salar*). Carotenoids. 1A: 243-253.

Schiedt, K.; Vecchi, M. y Glinz, E. 1986. Astaxanthin and its metabolites in wild rainbow trout (*Salmo gairdneri* R.). Comp. Biochem. Physiol. Vol 83B (1): 9-12.

Schiedt, K.; Leuenberger, F.J.; Vecchi, M.y Glinz, E. 1985. Absorption, retention and metabolic transformations of carotenoids in rainbow trout, salmon and chicken. Pure and Appl.Chem.; vol 57 (5): 685-692.

Schiedt, K.; Leuenberger, F.J. y Vecchi, M. 1981. Natural occurrence of enantiomeric and meso- Astaxanthin 5. Ex wild salmon (*salmo salar* and *Oncorhynchus*). Helvetica Chimica Acta Vol. 64 Fasc. 2 (44): 449-457.

Shahidi, F.; Metusalach, A y Brown, J.A. 1998. Carotenoid pigments in seafoods and aquaculture. Crit. Rev. Food Sci. 38, 1 – 67.

Sinnot, R. 1989. keep them in the pink to stay competitive. Fish farmer 12 (5): 23-26.

Skrede, D.I. y Storebakken, T. 1986. Characteristics of color in raw, baked and smoked wild and pen-reared Atlantic Salmon. Journal of Food Science. 51, 804-808.

Springate, G. 1991. Feed formulation and on-farm management. Aquaculture. 104:52-56.

Storebakken, T.; No, H.K. 1992. Pigmentation of rainbow trout. *Aquaculture*. 100: (1-3), 209-229.

Storebakken, T. y Choubert, G. 1991. Flesh pigmentation of rainbow trout feed astaxanthin or canthaxanthin at different feeding rates in freshwater and saltwater. *Aquaculture*. 95: 289-295.

Tanaka, Y., Maatsuguchi, H., Katayama, T., Simpson, K.L. y Chichester, C.O. 1986. The biosíntesis of astaxanthin – XVI. The carotenoids in crustacea. *Comp. Biochem. Physiol.* Vol. 54B: 391-393.

Torrissen, O.J. y Christiansen R., 1997. Effects of dietary astaxanthin supplementation on fertilization and egg survival in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Aquaculture*, 153: (1-2), 51- 62.

Torrissen, O.J. y Christiansen, R. 1995. Requirements for carotenoids in fish diets. *Journal of Applied Ichthyology*. 11: (3-4), 225-230.

Torrissen, O.J, Christiansen R., Struksnaes, G. y Estermann, R., 1995. Astaxanthin deposition in the flesh of Atlantic salmon *Salmo salar* in relation to dietary astaxanthin concentration and feeding period. *Aquaculture Nutrition*. 1:77 – 84.

Torrissen, O.J. 1985. Pigmentation of salmonids: factors affecting carotenoid deposition in rainbow trout. *Aquaculture*. 46:133 – 142.

Torrissen, O.J. 1986. Pigmentation of salmonids: a comparison of astaxanthin and canthaxanthin as pigment sources for rainbow trout. *Aquaculture* 53: 271-278.

Torrissen, O.J.; Hardy, R.W. y Shearer, K.D. 1989. Pigmentation of salmonids carotenoid deposition and metabolism. *CRC Crit. Rev. Aquat. Sci.* 1: 209-225.

Torrissen, O.J.; Hardy, R.W.; Shearer, K.D.; Scott, T.M. y Stone, F.E. 1990. Effects of dietary canthaxanthin level and lipid level on apparent digestibility coefficients for canthaxanthin in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 88: 351-362.

Torrissen, O.J. y Ingebrigtsen, K. 1992. Tissue distribution of ¹⁴Castaxanthin in the Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture* 108:381- 386.

Torrissen, O.J, Christiansen R., Struksnaes, G. y Estermann, R., 1995. Astaxanthin deposition in the flesh of Atlantic salmon *Salmo salar* in relation to dietary astaxanthin concentration and feeding period. *Aquaculture Nutrition*. 1:77 – 84.

Vidal, L. 2003. Las preferencias de los consumidores de salmón. *Salmónica*. 17: 33-36.

Weber, S. 1990 Determination of added stabilized astaxanthin in fish feeds and premixes with HPLC. Ed. H.E. S  ller. *Analytical methods for vitamins and carotenoids in feed*. Revisrd Supplement. Roche-PUBLICATION. Index N   2264. pp. 59-61.

Young, A. and Britton, G. 1993. Carotenoid in photosynthesis. 1st ed. Chapman and Hall. London. 498 pp.